

# ANNALES DE PARASITOLOGIE

## HUMAINE ET COMPARÉE

---

TOME XVI

1<sup>er</sup> MAI 1938

N<sup>o</sup> 3

---

### MÉMOIRES ORIGINAUX

---

#### SUR UN PHORIDÉ PARASITE DE LA SAUTERELLE VERTE

Par Jean TIMON-DAVID

Dans son travail sur les diptères parasites ou prédateurs des sauterelles (1932), E. Séguy fait remarquer que « les insectes orthoptères sont peut-être les animaux qui attirent, aux différents stades de leur développement, le plus grand nombre de diptères parasites ou prédateurs ». On connaît, en effet, une série d'espèces, appartenant à de nombreuses familles, qui se comportent comme des parasites occasionnels ou réguliers des orthoptères ; les phoridés ne sont représentés dans cette liste que par trois formes décrites par H. Schmitz (1930) : *Megaselia leucozona*, *M. aspera*, *M. migratoria*, toutes trouvées dans les coques ovigères de *Locusta migratoria*, au Daghestan. On ne connaissait pas, jusqu'à ce jour, de phorides s'attaquant aux orthoptères adultes.

Voici les faits qui forment la base de cette note : une sauterelle verte, *Phasgonura viridissima* (L.), fut capturée au mois d'août aux environs de Pornichet (Loire-Inférieure), par M. le professeur Kollmann ; cette sauterelle, qui était parfaitement vivante, fut gardée en observation dans une cage ; elle émit, quelques jours après, par un orifice thoracique, une douzaine de petits diptères entomophages dont l'étude me fut confiée. Il s'agissait d'une espèce appartenant à l'intéressante famille des phoridés. Soumis à l'examen du professeur H. Schmitz (Valkenburg), spécialiste de ce groupe, ces diptères furent déterminés : *Megaselia* (*Megaselia*) *giraudii* Egger (= *Apiochaeta rata* Wood).

La dissection de la sauterelle parasitée me permit de constater que les larves avaient dévoré entièrement les muscles thoraciques ; la sortie des moucherons s'était faite par un orifice en forme de 8, correspondant au stigmate mésothoracique notablement élargi et déformé.



FIG. 1. — *Megaselia giraudii* Egger. Aile,  $\times$  30.

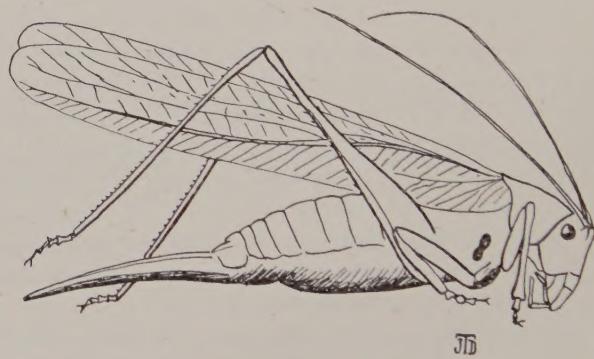


FIG. 2. — *Phasgonura viridissima* (L.).  
♀ parasitée montrant l'orifice de sortie des Phorides.  $\times$  1,3.

Des observations assez nombreuses montrent que *Megaselia giraudii* se développe en général aux dépens de substances organiques en décomposition ; H. Schmitz (*in litt.*) a vu les larves se nourrir « d'un morceau de viande dont elles n'avaient que les parties graisseuses ». Lundbeck a donné (*Diptera danica*, 1922, VI, p. 258-259) tout ce que l'on sait sur le développement larvaire qui

a été observé dans des nids d'hyménoptères (*Vespa*, *Bombus*) et d'oiseaux (pinson), ainsi que chez diverses larves mortes de lépidoptères (*Orgyia antiqua*) ou de coléoptères (*Prionus coriarius*). Un seul cas de parasitisme a été signalé aux dépens d'une larve vivante de *Clerus formicarius*; cette observation, contestée par Lundbeck, doit être tenue, selon H. Schmitz, pour indiscutable.

Je signale donc ici, pour la première fois, le parasitisme de *Megaselia giraudii* chez une sauterelle; il s'agit, évidemment, d'un parasitisme occasionnel, comme le montrent les observations citées plus haut, mais ce fait me paraît rendre le cas encore plus remarquable: l'étude des parasites facultatifs présente un grand intérêt au point de vue de la biologie générale, car elle peut jeter quelque lueur sur l'importante question de l'origine du parasitisme; il semble que l'on assiste ici — et dans les cas analogues qui ont déjà été signalés — au passage de la vie libre à la vie parasitaire: ces parasites occasionnels donnent l'impression de se comporter comme des « débutants » qui cherchent leur voie, sans l'avoir encore définitivement trouvée.

#### BIBLIOGRAPHIE

BAER (W.). — *Die Tachinen als Schmarotzer der schädlichen Insekten*. Berlin, 1921, p. 2.

CALLOT (J.). — Première note sur les parasites des Sauterelles à Richelieu (Indre-et-Loire). *Annales de Parasitologie*, XIII, 1935, p. 193-202.

— Sur les parasites des Sauterelles à Richelieu (I.-et-L.). *Ann. de Paras.*, XV, 1937, p. 282.

GRASSÉ (P.). — Les ennemis des Acridiens ravageurs français. *Rev. Zool. Agric. et Appliq.*, XXIII, 1924.

LUNDBECK (W.). — *Diptera danica*, VI, p. 258-259, Copenhague, 1927.

SCHMITZ (H.). — Die myrmecophilen Phoriden der Wasmann'schen Sammlung. *Zool. Jahrb. Syst.*, XXXVII, 1914, p. 553.

— Phoriden aus Eipaketen von *Locusta migratoria* im Daghestan. *Natuurhist. Maandblad*, XIX, 1930, p. 67.

SEGUY (E.). — Etude sur les Diptères parasites ou prédateurs des Sauterelles. *Diptera*, VI, 1932, p. 11-40.

PANDARINÉS PEU CONNUSS  
(GENRES *PHYLLOTHYREUS* NORMAN 1903  
ET *GANGLIOPUS* GERSTAECER 1854)

Par Théodore MONOD et Robert-Ph. DOLLFUS

I. — MATÉRIEL ÉTUDIÉ

Grâce à l'amabilité de M. René Legendre, Directeur du Laboratoire maritime de Concarneau (Finistère), nous avons pu examiner un certain nombre d'exemplaires appartenant à deux espèces intéressantes de Pandarinés et recueillis sur divers squales :

1° Peau de *Galeus glaucus* (Linné), Concarneau, 18-7-1927, 1 ♂ de *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards) ;

2° Branchies d'*Isurus oxyrhynchus* Rafinesque [= *Oxyrhina Spallanzanii* (Rafinesque)], Concarneau, 28-7-1930, 11 ♀ de *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards) ;

3° Lames branchiales d'*Isurus nasus* (Bonnaterre) [= *Lamna cornubica* (Gmelin)], Concarneau, 1-8-1935, 1 ♂ et 2 ♀ de *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards) et 16 ♀ de *Gangliopus piformis* Gerstaeker ;

4° Peau de *Galeus glaucus* (Linné), Concarneau, 6-8-1937, 1 ♂ de *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards).

II. — LE GENRE *Phyllothyreus* A. M. Norman 1903

*Phyllothyreus* A. M. Norman 1903

1840 *Phyllophora* H. Milne Edwards, p. 471.

1880 « *Phyllophorus* Edw. » : Seb. Richiardi, p. 148.

1885 « *Phyllophora* H. M.-Edw. » : J. V. Carus, p. 361.

1899 « *Phyllophorus* M.-E. » : P. W. Bassett-Smith, p. 465.

1902 *Laminifera* Franz Poche, p. 8 [fide Ch. Br. Wilson, 1907, p. 361], *non vid.* (1).

(1) Le Dr Franz Poche a bien voulu nous informer qu'il n'avait jamais proposé de genre *Laminifera*. La référence indiquée en 1907 par Ch. Br. Wilson n'est pas exacte. Nous avons essayé de nous renseigner auprès de Mr. H. Leigh-Sharpe, mais ce savant nous a seulement communiqué la fausse référence donnée par Ch. Br. Wilson en 1907.

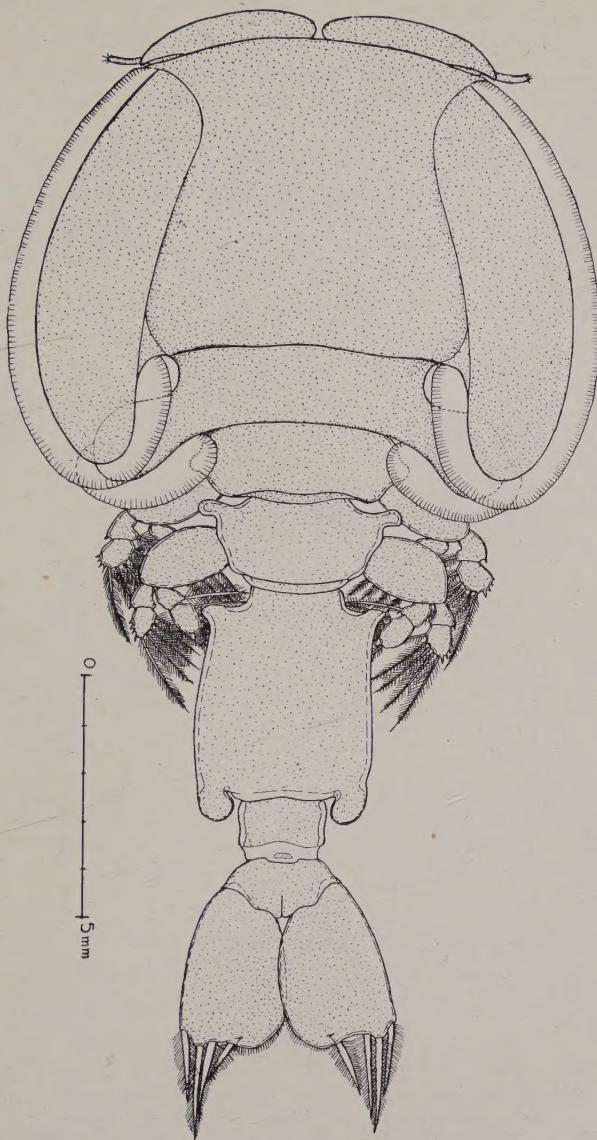


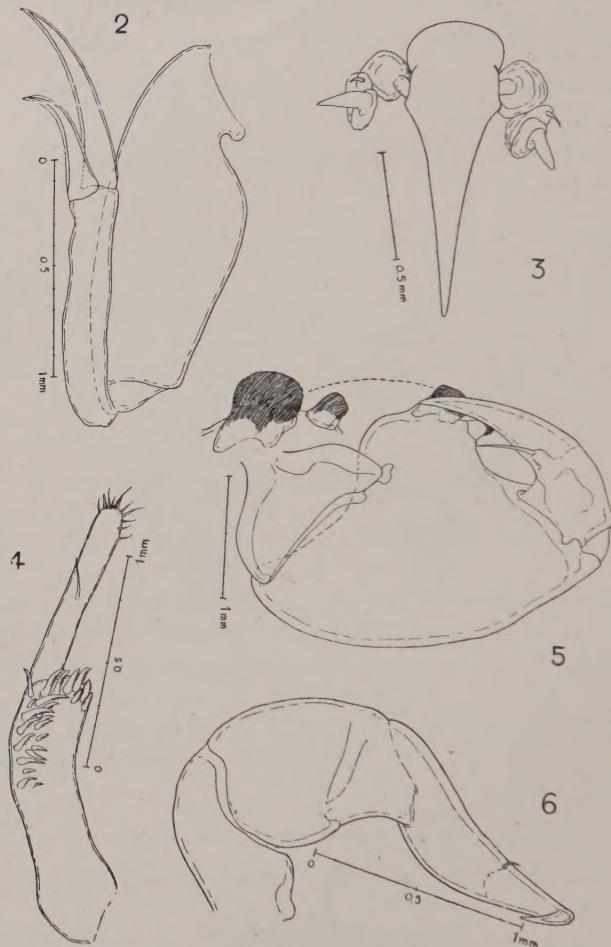
FIG. 1. — *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards 1840), ♂  
[sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935].

1903 *Phyllothyreus* A. M. Norman, p. 368 [nom. nov.].

1903 « *Phyllothureus...* » : A. M. Norman, p. 368.

1906 « *Phyllothyreus...* » : A. M. Norman et Th. Scott, p. 212.

1907 « *Laminifera* Poche » : Ch. Br. Wilson, p. 361-362.  
 1913 « *Phyllothreus* Norman » : Th. et A. Scott, p. 92.  
 1924 *Parapandarus*, Ch. Br. Wilson, p. 7-8.



Figs. 2-6. — *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards 1840), ♂ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935]. — 2, maxillipède I. — 3, cône buccal, maxilles et mandibules. — 4, antennule. — 5, maxillipède II. — 6, antenne.

1932 *Parapandarus*, Ch. Br. Wilson, p. 439-440.  
 Nec *Phyllophora* C. P. Thunberg 1815 [Orthopt.].  
 Nec *Phyllophorus* C. S. Rafinesque 1815 [Pisc., nom. nud.].  
 Nec *Phyllophora* J. Macquart 1835 [Dipt.].

Nec *Phyllophora* J.-E. Gray 1838 [Mamm.].

Nec *Phyllophorus* A. E. Grube 1840 [Holoth.].

Nec *Phyllophorus* F. W. Hope 1842 [Coléopt.].

Nec *Laminifera* Boettger 1863 (et 1877) [Moll., *Clausiliidæ*] (1).

En résumé, on doit employer, pour remplacer *Phyllophora* et *Laminifera*, préemployés l'un et l'autre, *Phyllothyreus* A. M. Norman 1903.

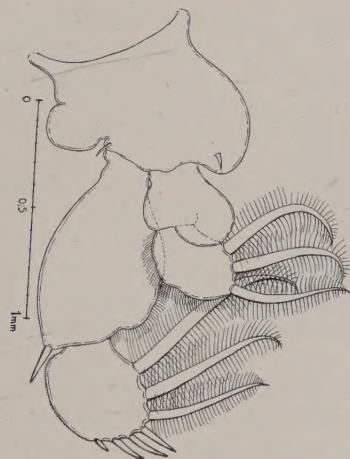


FIG. 7. — *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards 1840), ♂ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], patte thoracique I.

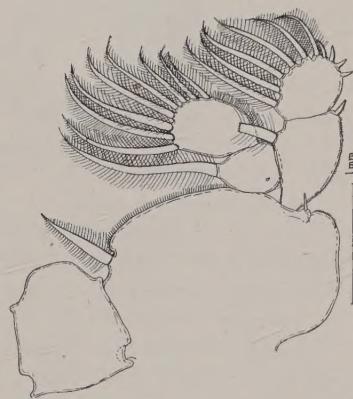


FIG. 8. — *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards 1840), ♂ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], patte thoracique II.

En 1924, Ch. Br. Wilson a décrit un genre *Parapandarus*, sans le comparer d'ailleurs à *Phyllothyreus*, dont il est en réalité synonyme, et sans rappeler la diagnose qu'il en avait donnée lui-même en 1907 sous le nom de *Laminifera*.

En 1932, toutefois, Ch. Br. Wilson discute la position systématique respective de son *Parapandarus* et de *Phyllothyreus* (= *Laminifera*) : la seule différence qui séparerait ces genres résiderait dans le nombre des articles chez certaines des pattes thoraciques et ces nombres, pour *Phyllothyreus cornutus*, sont empruntés à H. Milne Edwards 1840 [d'après la figure], suivi par Carus 1885 et Ch. Br.

(1) Ch. Br. Wilson (1907, p. 362) signale que *Phyllophora* aurait été employé déjà pour un genre d'oiseaux en 1812 : je n'en ai pas trouvé mention.  
— R. Ph. D.

Wilson 1907, d'une part, à Norman et Scott 1906 et Th. et A. Scott 1913, de l'autre.

Or, il n'y a rien à retenir de bien précis, à cet égard, de la figure de H. Milne Edwards, où les pattes sont manifestement schémati-

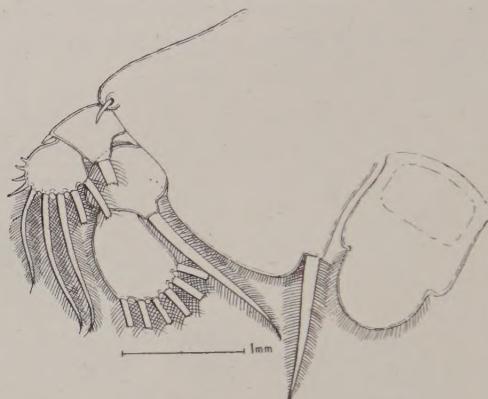


FIG. 9. — *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards 1840), ♂ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], patte thoracique III.

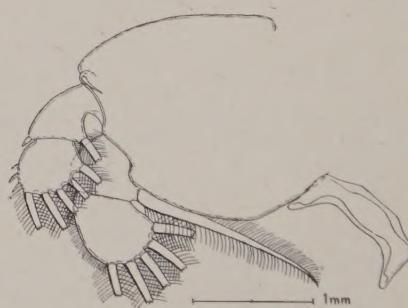


FIG. 10. — *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards 1840), ♂ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], patte thoracique IV.

sées. Il est plus surprenant de constater que, dans leur dessin de la patte III (1906, pl. XXIV, fig. 16), Norman et Scott ont attribué au sympode le premier article des rames, qui se trouvent dès lors 1-articulées. Quant à l'exopodite de la première paire, si sa bi-articulation originelle est soulignée par un redan du contour et la présence d'une épine caractéristique, il faut avouer que la limite des deux articles n'est guère apparente, ce qui explique assez que

l'on puisse aussi bien considérer la rame comme 1-articulée (Norman et Scott) que comme 2-articulée (Wilson).

En fait, la morphologie des pattes thoraciques est identique chez *Phyllothyreus* et *Parapandarus* et ne peut fournir ici aucun caractère discriminatif d'ordre générique.

Ch. Br. Wilson, d'ailleurs, en 1932 (p. 440), remarque que ces différences supposées pourraient n'être que d'ordre spécifique, mais que, jusqu'à la découverte du ♂ de *Phyllothyreus*, on ne saurait affirmer encore l'identité de ce genre avec *Parapandarus*.

La découverte du ♂ de *Phyllothyreus cornutus* établit définitivement cette identité.

Peut-être n'est-il pas inutile, par conséquent, de donner une nouvelle diagnose du genre :

**Femelle.** — Carapace plus ou moins triangulaire, rétrécie en avant, à bords latéraux plus ou moins convexes, à bord postérieur plus ou moins échantré ; lobes postéro-latéraux plus ou moins individualisés suivant qu'un sinus postérieur médian est accusé ou non ; aires marquées. Segments libres 1-3 [thor. II-IV] portant chacun une paire de lames arrondies postéro-latérales, s'imbriquant d'avant en arrière et se rejoignant, ou parfois se croisant (IV) sur la ligne médiane. Segment génital plus ou moins quadrangulaire, à bords latéraux droits ou légèrement convexes, sans lobes postéro-latéraux. Lame médio-dorsale du segment post-génital (VI) à peu près moitié moins large et notamment plus courte que le segment génital, rétrécie en avant, semi-circulaire en arrière. Abdomen 1-articulé, plus long que les branches furcales insérées à ses angles antéro-latéraux. Maxillipèdes II subchélatés, dilatés, robustes, le dactyle se fermant sur une saillie évidée de la paume. Pattes thoraciques I-III à rames 2-articulées [limite des 2 articles non apparente dans l'exopodite de I, qui pourrait, de ce fait, être regardé comme 1-articulé], IV à rames 1-articulées, sans soies, avec seulement quelques épines. Pas de coussinets adhésifs. Cordons ovifères grêles, au moins deux fois plus longs que le corps. Taille : 12-14 mm.

**Male.** — Carapace elliptique, bordée d'une frange diaphane striée, lobes postéro-latéraux bien individualisés, aires latérales bien marquées. Segment libre 1 [thor. II] avec des lobes latéraux linguiformes en partie bordés d'une frange ; segment 2 [III] sans lobes, transversalement dilaté ; segment 3 [IV] avec, de chaque côté, une saillie antéro-latérale en « bouton » arrondi. Segment génital oblong, légèrement fusiforme avec une petite saillie, en « bec », à chacun des angles antéro-latéraux, et des lobes postéro-latéraux ovales arrondis. Abdomen 2-articulé, à segments subégaux ; branches furcales grandes, foliacées, chacune avec 4 fortes soies apicales courtes. Pattes thoraciques I-IV avec les rames 2-articulées, avec de longues soies plumeuses. Segment génital portant les rudiments

de deux paires d'appendices [pattes V et VI]. Maxillipèdes II subchélatés, dilatés, robustes, le dactyle se fermant sur deux boutons striés de la paume. Pas de coussinets adhésifs. Taille : 13-15 mm.

### III. — LES ESPÈCES DU GENRE **Phyllothyreus** A. M. Norman 1903

#### a) **Phyllothyreus cornutus** (H. Milne Edwards 1840)

1840 *Phyllophora cornuta* H. Milne Edwards, p. [471]-472, pl. XXXIV, fig. 13-14. — Loc. : « près de Tongatabou », Polynésie ; hôte : inconnu.

1880 *Phyllophorus crassus* Seb. Richiardi, p. 148 [sépar. p. 3]. — Loc. : Italie ; hôte : arcs branchiaux de *Galeus glaucus* (Linné).

1885 « *Phyllophora crassa* Rich. » : J. V. Carus, p. 361.

1899 « *Phyllophorus cornutus* M. Edw. » : P. W. Basset-Smith, p. 465.

1902 *Laminifera cornuta* Poche, p. 8 [fide Ch. Br. Wilson, 1907, p. 361], *non vid.*

1903 *Phyllothyreus cornutus* A. M. Norman, p. 368-369. — Loc. : Polperro (Cornwall) ; hôte : *Galeus glaucus* (Linné).

1906 « *Phyllophora crassa* Richiardi » : Al. Brian, p. 55, 128, 178, 182.

1906 « *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne-Edwards) » : A. M. Norman et Th. Scott, p. 212, pl. XXIV, fig. 9-17.

1907 « *Laminifera cornuta* Poche » : Ch. Br. Wilson, p. 361.

1913 « *Phyllothreus cornutus* (M. Edwards) » : Th. et A. Scott, p. 92-94, pl. XIX, fig. 11-18 et pl. XXIII, fig. 3.

1933 « *Laminifera cornuta* (Milne Edwards 1840) » : W. H. Leigh-Sharpe, p. 109.

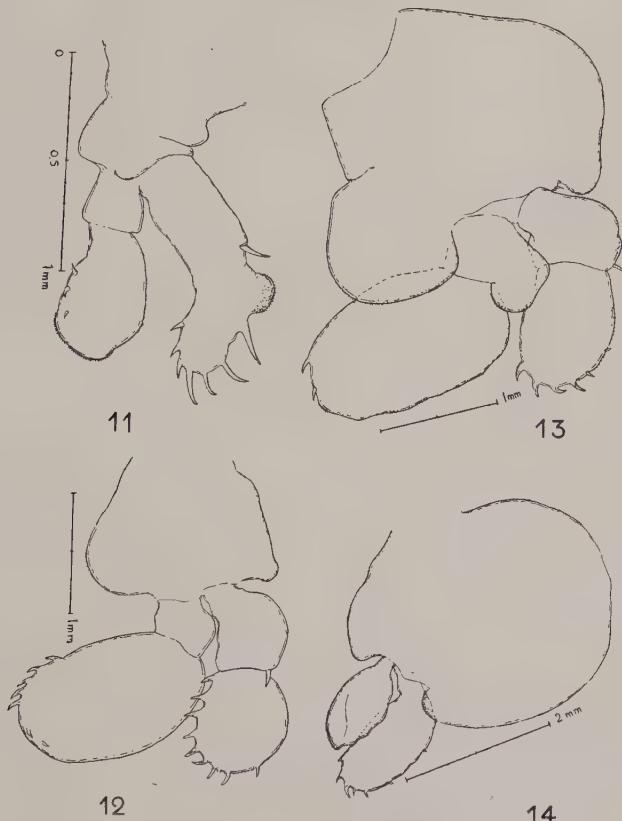
#### b) **Phyllothyreus nodosus** (Ch. Br. Wilson 1924)

1924 *Parapandarus nodosus* Ch. Br. Wilson, p. 8-11, pl. II, fig. 19-24 et pl. III, fig. 25-34. — Loc. : Woods Hole, Mass. ; hôte : branchies de *Cestracion zygaena* (Linné).

1932 *Parapandarus nodosus* Ch. Br. Wilson, p. 440-441, fig. 277. — Loc. : Woods Hole, Mass. ; hôtes : branchies de *Cestracion zygaena* (Linné), *Galeus glaucus* (Linné) et *Carcharinus milberti* (Müller et Henle).

Les deux formes sont-elles bien distinctes ? Ce n'est pas certain. Sans doute les habitus des ♀ figurées par H. Milne-Edwards et les auteurs anglais d'une part (*cornutus*), par Wilson, de l'autre (*nodosus*)

*sus*), sont-ils assez différents ; mais le degré de développement des lames dorsales est variable : si nos ♀ provenant d'*Isurus nasus* présentent des lames dont la disposition se rapproche de celle figurée par Norman et Scott (3<sup>e</sup> paire très croisée), celles d'*Isurus oxyrhynchus* ont, au contraire, la 3<sup>e</sup> paire à peine croisée, ou pas



Figs. 11-14. — *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards 1840), ♀ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], pattes thoraciques I (fig. 11), II (fig. 12), III (fig. 13) et IV (fig. 14).

croisée du tout, les deux lames venant simplement au contact l'une de l'autre sur la ligne médio-dorsale, comme chez les paires précédentes. Il reste toutefois que, même chez ces spécimens, le bord postérieur de la carapace demeure un peu plus concave que chez *nodosus*, du moins chez l'exemplaire figuré par Wilson en 1924. Chez le mâle, on ne peut retenir le fait que les soies furcales seraient glabres (Ch. Br. Wilson, 1924, p. 10), mais il y aurait une légère différence dans la chétotaxie des pattes thoraciques.

Voici, en effet, les nombres, en notant, pour chaque article, les soies d'abord, en romain, puis les épines, en italien.

1. *Phyllothyreus cornutus*. — I, exop. : 0-1, 3-4, endop. : 0-0, 3-0 ; II, exop. : 1-1, 6-4, endop. : 1-0, 8-0 ; III, exop. : 1-1, 5-4, endop. : 1-0, 6-0 ; IV, exop. : 1-1, 5-4, endop. : 1-0, 5-0.

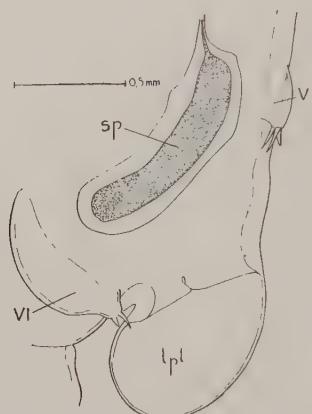


FIG. 15. — *Phyllothyreus cornutus* (H. Milne Edwards 1840), ♂ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], région postéro-latérale du segment génital, avec les pattes rudimentaires V et VI, un spermatophore [sp] et le lobe postéro-latéral [lpl].

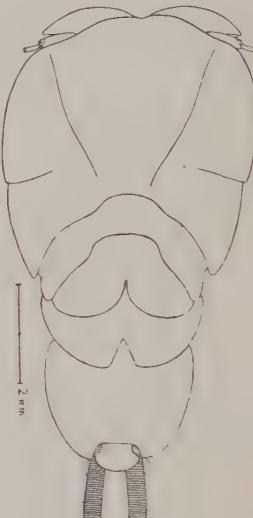


FIG. 16. — *Gangliopus piriformis* Gerstaecker 1854, ♀ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], vue dorsale.

2. *Phyllothyreus nodosus*. — I, exop. : 0-1, 3-4, endop. : 0-0, 4-0 ; II, exop. : 0-1, 6-3, endop. : 1-0, 8-0 ; III, exop. : 0-0, 5-4, endop. : 1-0, 6-0 ; IV, exop. : 1-1, 4-4, endop. : 1-0, 5-0.

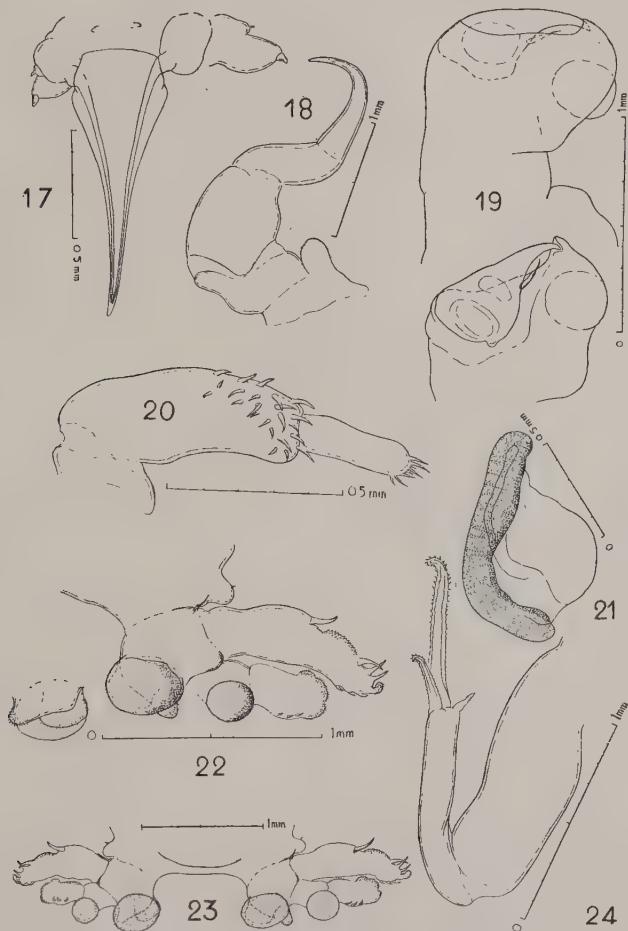
Ces différences sont-elles vraiment d'ordre spécifique ? Il est difficile d'en décider encore, et plus prudent d'attendre que des matériaux nouveaux viennent éclairer la question.

#### IV. — *Gangliopus piriformis* (1) Gerstaecker 1854

L'espèce a été décrite d'après des spécimens recueillis sur un requin indéterminé, dans l'Atlantique tropical, « einige Grade

(1) Nous croyons pouvoir adopter l'orthographe étymologique puisque, d'après le descripteur lui-même, le qualificatif vise un animal en forme de « poire », et non en forme de « feu ».

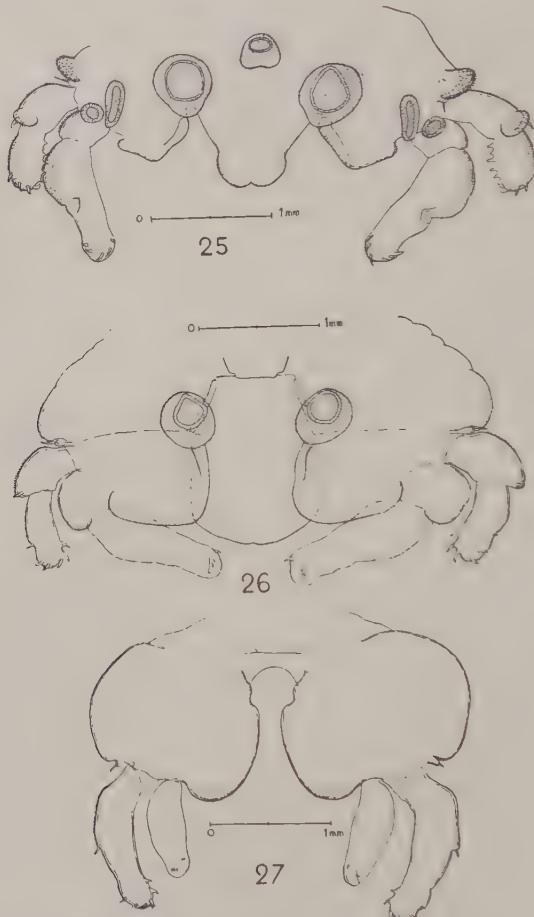
nördlich vom Aequator an der Westküste Afrika's », donc au fond du Golfe de Guinée, et au cours d'un voyage de la frégate « Gefion ».



Figs. 17-24. — *Gangliopus piriformis* Gerstaecker 1854, ♀ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935]. — 17, cône buccal, maxilles et mandibules. — 18, antenne. — 19, maxillipèdes II. — 20, antennule. — 21, coussinet adhésif péribuccal. — 22, patte thoracique I. — 23, pattes thoraciques I. — 24, maxillipède I.

A. Gerstaecker en décrit séparément la femelle sous le nom de *Gangliopus pyriformis* nov. gen. nov. sp. (1854, p. 192-193, pl. VII, fig. 9-16), le mâle sous celui de *Nogagus angustulus* nov. sp. (*eod. loco.*, p. 193-194, pl. VII, fig. 17-18) [« *Nogagus angustatus* »].

Il ne semble pas que l'espèce ait été retrouvée depuis: Ch. Br. Wilson la mentionne dans sa révision des Pandarinés (1907, p. 350-352), mais sans avoir eu à sa disposition d'autres documents que la description et les figures de Gerstaecker.



Figs. 25-27. — *Gangliopus piriformis* Gerstaecker 1854, ♀ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], pattes thoraciques II (fig. 25), III (fig. 26) et IV (fig. 27).

Il en tire d'ailleurs un excellent parti, reconnaissant : 1° que l'exopodite de la patte thoracique I était plutôt « imperfectly segmented », donc, en fait, plutôt 2-articulé que 1-articulé ; 2° que la lame dorsale du segment VI (post-génital) n'avait pas été signalée, mais devait exister. Par contre, trompé par la description et la

figure de l'abdomen, donné par Gerstaecker comme 2-articulé et muni de 2 paires d'appendices, Wilson admet l'existence d'un VI<sup>e</sup> segment thoracique individualisé à la face ventrale (comme chez *Dinematura* par exemple) et portant des « rudimentary legs like those in *Dinematura* » (1907, p. 352). En réalité, ce que Gerstaecker a pris ici pour des appendices ne sont que des spermatophores, et nous n'avons rien pu déceler à la face sternale, en avant du segment abdominal, qui puisse passer pour une trace de VI<sup>e</sup> segment thoracique.

Il n'est peut-être pas inutile de donner une nouvelle diagnose du genre *Gangliopus* (?), destiné à compléter celle de Ch.-Br. Wilson (1907, p. 351) :

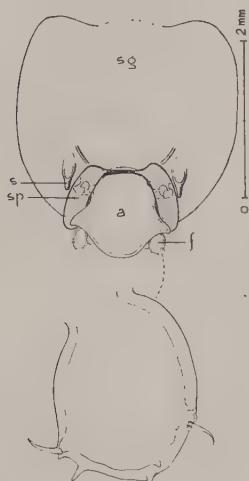


FIG. 28. — *Gangliopus piriformis* Gers-taecker 1854, ♀ [sur *Isurus nasus* (Bonnaterre), Concarneau, 1-8-1935], segment génital [sg] et abdomen [a], en vue ventrale, montrant les processus spiniformes [s], deux spermatophores [sp] et les branches furcales [f].

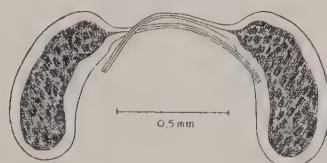


FIG. 29. — *Gangliopus piriformis* Gers-taecker 1854, paire de spermatophores trouvés en place sur l'abdomen d'une femelle [cf. fig. 28, sp].

Carapace obovée, assez fortement rétrécie en arrière et très largement arrondie, presque tronquée, en avant ; aires latérales divisées par un sillon transversal partant d'un redan, peu profond mais bien visible, du contour latéral ; lames frontales saillantes ; lobes postéro-latéraux courts et triangulaires. Segments thoraciques libres portant chacun une paire de lames dorso-latérales : première paire à lames étroites, largement séparées par un vaste sinus presque semi-circulaire ; deuxième arrondie, avec un étroit sillon médio-dorsal en séparant les deux moitiés ; troisième paire plus développée que la deuxième, recouvrant en arrière la partie antérieure du segment génital et constituée par un demi-cercle entaillé, médio-dorsalement, d'une échancrure triangulaire. Segment génital assez court, en barillet, un peu plus large que long, à bords latéraux légèrement convexes, avec une échancrure postérieure dans laquelle s'in-

sère la lame dorsale, en « bouton de porte », du segment VI, qui n'est pas individualisé ventralement et ne porte pas d'appendices ; deux fortes épines (1) à la face ventrale du segment génital, en avant des orifices génitaux.

Abdomen petit, 1-articulé, rétréci à sa base, dilaté immédiatement en avant de l'insertion des branches furcales, et terminé en arrière par une lame largement arrondie, semi-circulaire ; branches furcales petites, trapues, presque glabres. Pattes thoraciques toutes biramées, foliacées, sans soies plumeuses (glabres, avec des épines médiocres ou petites, et une simple spinulation microscopique), la première paire insérée presque transversalement par rapport à l'axe longitudinal du corps : branches 1-articulées (endop. IV), nettement 2-articulées (endop. I, II, III, exop. II, III) ou indistinctement 2-articulées (exop. I, IV). Coussinets adhésifs : 1 paire (allongée-arquée, réniforme) pérribuccale ; pattes thoraciques : I : 3 paires ; II : 5 paires + 1 médio-sternal + bords internes dilatés du symponde ; III : 1 paire + bords internes dilatés du symponde. Cordons ovi-fères grêles, plus de deux fois plus longs que le corps. Taille : 7-9 mm.

## BIBLIOGRAPHIE

BASSETT-SMITH (P. W.). — A Systematic Description of Parasitic Copepoda found on Fishes, with an Enumeration of the Known Species. *Proceed. Zool. Soc. London*, 1899, part II, april 18, p. 438-507, pl. XXVI, fig. 1-6.

BRIAN (Al.). — Copepodi parassiti dei Pesci d'Italia. 189 p. + errat. 1 p., 4 fig. texte et pl. I-XXI. Genova 1906, 4°.

CARUS (J. V.). — *Prodromus Faunæ mediterraneæ sive descriptio animalium maris mediterranei incolarum.... Vol. I. Cœlenterata, Echinodermata, Vermes, Arthropoda.* XIII + 524 p. + addenda 1 p. — Stuttgart 1885, 8°.

EDWARDS (Henri Milne). — Histoire Naturelle des Crustacés, tome III, p. I-II + 1-605. Atlas 32 p., pl. I-XLII, XIV bis, XXV bis. *Nouvelles Suites à Buffon*, Paris, Roret.

GERSTAECKER (A.). — Beschreibung zweier neuer Siphonostomen-Gattungen. *Arch. f. Naturgeschichte*, XX, 1854 Bd I, p. 185-195, pl. VII, fig. 1-18.

LEIGH-SHARPE (W. H.). — A List of the British Fishes with their characteristic parasitic Copepoda. *Parasitology*, XXV, 1933, p. 109-112.

NORMAN (A. M.). — New Generic Names for some Entomostraca and Cirripedia. *Ann. and Mag. Nat. Hist.*, ser. 7, XI, 1903, p. 367-369.

NORMAN (A. M.) et SCOTT (Thomas). — *The Crustacea of Devon and Cornwall.* XV + 232 p., pl. I-XXIV. London 1906, 8°.

POCHE (F.). — Bemerkungen zu der Arbeit des Herrn Bassett-Smith : « A Systematic Description of Parasitic Copepoda found on Fishes, with an Enumeration of the Known Species ». *Zoolog. Anzeiger*, XXVI, n° 685, 1902, p. 8-20.

(1) C'est entre ces épines et l'abdomen que s'insèrent et que se « coincent » les spermatophores (fig. 28).

RICHIARDI (Seb.). — Contribuzioni alla Fauna d'Italia. I. Catalogo sistematico di Crostacei che vivono sul corpo di animali acquatici. *Catalogo generale della Sezione Italiana alla Esposizione internazionale della Pesca in Berlino*, nell'anno 1880 ; p. 147-152.

SCOTT (Thomas et Andrew). — The British Parasitic Copepoda, vol. I, p. I-IX + 1 + 1-256, pl. A-B ; vol. II, p. I-XII, pl. I-LXXII. *Ray Society*, London 1913, 8°.

WILSON (Ch. Branch). — North American Parasitic Copepods belonging to the Family *Caligidæ*. Parts 3 and 4. — A Revision of the *Pandarineæ* and the *Cecropinæ*. *Proceed. Un. St. Nat. Mus.*, XXIII, n° 1573, 31-12-1907, p. 323-490, fig. texte 1-18, pl. XVII-XLIII, fig. 1-296.

WILSON (Ch. Branch). — New North American Parasitic Copepods, New Hosts and Notes on Copepod Nomenclature. *Proceed. Un. St. Nat. Mus.*, LXIV, art. 17, 1924, n° 2507, p. 1-22, pl. I-III, fig. 1-34.

WILSON (Ch. Branch). — The Copepods of the Woods Hole Region Massachusetts. *Un. St. Nat. Mus., Bull.* CLVIII, 1932, p. I-XIX + 1-635, fig. texte 1-316, pl. I-XLI.

Museum National d'Histoire Naturelle.  
Laboratoire des Pêches coloniales.

---

VARIATIONS SAISONNIÈRES  
DE L'ÉVOLUTION DE *DIROFILARIA IMMITIS*  
CHEZ *AEDES (STEGOMYIA) ALBOPICTUS*

Par **Henri GALLIARD et DANG-VAN-NGU**

**Historique.** — Les seules recherches concernant l'évolution de *Dirofilaria immitis* chez *Aedes albopictus* ont été faites par Roubaud, Colas Belcour, Toumanoff et Treillard (1936). Ces auteurs, utilisant un élevage de *Stegomyia* provenant de Cochinchine et un chien filarié provenant des Pyrénées-Orientales, n'ont pas réussi à obtenir d'infestation. Il n'y eut, dans les expériences, qu'une conservation des microfilaires dans les tubes de Malpighi, un véritable blocage de l'évolution, et ils conclurent que la susceptibilité de cette espèce à l'infestation par la filaire du chien était tout à fait nulle.

En 1937, l'un de nous signalait que, avec des souches autochtones du Tonkin, l'évolution de cette filaire se faisait facilement chez *A. albopictus* et surtout *A. aegypti*. Jamais il n'avait été constaté de blocage au stade de microfilarie, ni de dégénérescence des formes plus âgées.

Retenant ses expériences, E. Roubaud (1937) montrait que *A. aegypti* présentait des races biologiques locales plus ou moins susceptibles à l'infestation. Il signalait en outre qu'il avait réussi à conférer une infection typique à plusieurs *Aedes albopictus* gorgés sur un chien provenant également des Pyrénées-Orientales.

**Recherches personnelles.** — Nous avons continué les expériences entreprises par l'un de nous, pendant presque une année, afin d'analyser, dans des conditions aussi naturelles que possible, l'influence de la température sur l'évolution de cette filaire. Des premières expériences, il avait été conclu que la réceptivité d'*A. aegypti* paraissait beaucoup plus grande, mais, en poursuivant nos recherches, nous avons constaté qu'il n'en était pas ainsi et nous avons fini par utiliser uniquement *Aedes albopictus*.

Nos expériences ont été réalisées avec un élevage entretenu au laboratoire depuis 10 mois. Elles s'étendent du 29 avril 1937 au 2 janvier 1938, allant du commencement de la saison chaude au

milieu de la saison froide suivante et comprenant ainsi les températures extrêmes de l'année. Elles portent sur un total de plus de 500 moustiques.

L'identité de la filaire a été déterminée par l'examen des microfilaires et des adultes après autopsie du chien ayant servi à ces expériences.

Les femelles gorgées ont été placées, avec quelques mâles, dans des cages de  $30 \times 40 \times 45$  cm. Elles ont été nourries ultérieurement d'eau sucrée, l'expérience nous ayant montré que d'autres repas de sang sur le cobaye ou sur l'homme n'avaient aucune influence sur l'évolution des filaires.

Une mortalité importante, allant jusqu'à 50 p. 100, survient dès le 2<sup>e</sup> ou 3<sup>e</sup> jour, aussi bien chez *A. argenteus* que chez *A. albopictus*. Elle n'est pas due à un blocage en masse des tubes de Malpighi par les microfilaires, car elle survient aussi bien chez les spécimens n'ayant pas ou peu de microfilaires, et même chez les moustiques gorgés sur des chiens non filariés. Le chien servant à ces expériences provenait des environs de Hanoï (Hadong).

On verra, en se reportant aux graphiques, comment varie l'évolution suivant les températures aux différentes périodes de l'année.

Nous avons adopté, pour faciliter la lecture, le classement suivant :

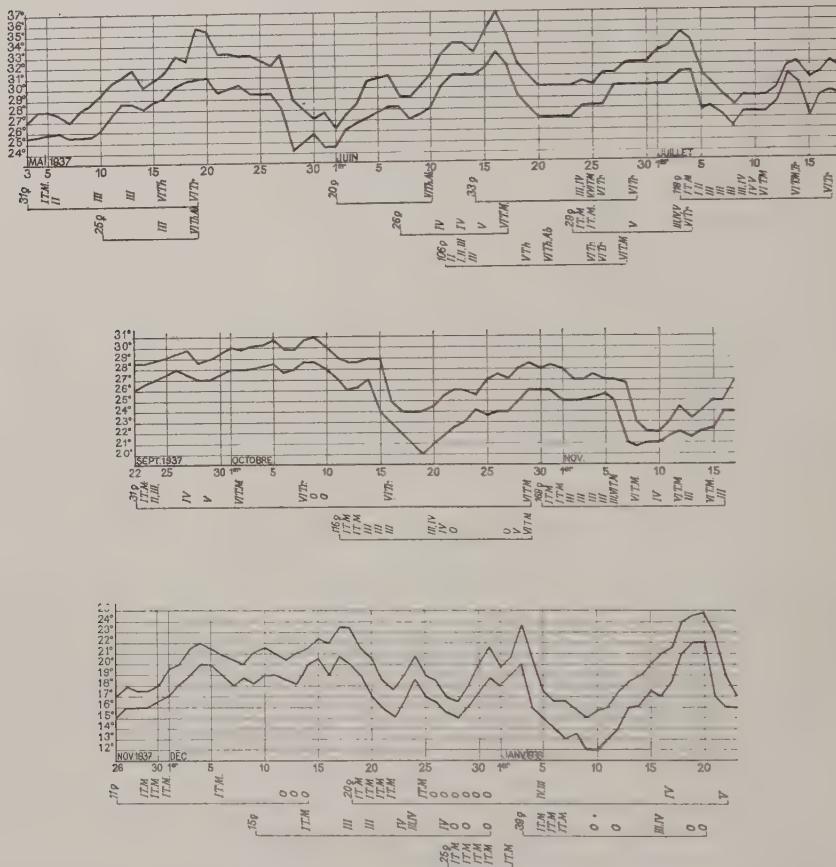
- I. — Microfilaires non transformées.
- II. — Début de transformation des microfilaires.
- III. — Formes en saucisse de 200 à 300  $\mu$ .
- IV. — Formes en saucisse longues de 300 à 500  $\mu$ .
- V. — Formes longues prématurées de 800 à 850  $\mu$ .
- VI. — Stade forme mûre de 960  $\mu$ .

T.M. : tube de Malpighi ; Tr. : trompe ; Th. : thorax.

Pendant la période d'été, la température, restant continuellement au-dessus de 24°, l'évolution des microfilaires chez les moustiques se fait normalement et elle est naturellement d'autant plus rapide que la température est plus élevée.

C'est en juin, où la température atteint parfois 37° et descend rarement au-dessous de 27°, que nous avons obtenu les plus belles infestations. Près de 100 p. 100 des moustiques gorgés se trouvent infectés, les formes mûres apparaissent dans le thorax dès le 8<sup>e</sup> ou 9<sup>e</sup> jour. Certains de ces moustiques portent de 13 à 15 larves dans leur trompe. Du 20 septembre au 16 octobre, la température, oscillant entre 24° et 31°, l'évolution, légèrement ralentie, durait 11 jours. Les femelles, gorgées le 3 mai, ne donnaient des formes en saucisse

(3<sup>e</sup> stade) que vers le 10 (7 jours après le repas infectant), ces formes restaient stationnaires jusqu'au 14. Une élévation de la courbe thermique leur permettait alors de terminer rapidement leur évolution qui se trouvait achevée le 16 (1).



Les écarts même brusques de température, pourvu que celle-ci reste au-dessus de 24°, ne semblent pas avoir d'influence nuisible sur l'évolution des larves de filaires. Après chaque dépression, il suffit d'une nouvelle période de chaleur pour accélérer très nettement l'évolution.

(1) Notons que Bernard et Bauche (1913), à Hué, ont obtenu l'évolution complète de *D. repens* chez *Aedes aegypti* en neuf jours, en juin, juillet, août, à 31° et 35°. Par contre, ils n'ont pu réussir lorsque la température était à 31° et 23°, les filaires restant au stade du 2<sup>e</sup> ou 3<sup>e</sup> jour.

Entre 24° et 18°, l'évolution devient très irrégulière, la proportion des moustiques qui s'infectent tombe à 60 p. 100. Les formes en saucisse n'apparaissent que vers le 9<sup>e</sup> jour. A ce moment, une chute de température à 18°-15° (22 décembre 1937) a amené la dégénérescence des larves chez la plupart des moustiques.

L'abaissement de la température, surtout quand celle-ci reste longtemps au-dessous de 18°, est très préjudiciable à l'évolution des microfilaires. Les larves ingérées avec le sang pénètrent avec la même rapidité que par les temps chauds dans les tubes de Malpighi, mais elles y restent sans évoluer pendant plusieurs jours. Après une semaine ou dix jours, la plupart entrent en dégénérescence granuleuse, un petit nombre évoluent pour donner des formes en saucisse en 10 à 20 jours.

La plupart de ces formes en saucisse entrent elles-mêmes en dégénérescence si le froid dure, de sorte que, pendant une période froide de près de deux mois, du 26 novembre 1937 au 22 janvier 1938, nous n'avions obtenu des 5 expériences (des 26 novembre, 9, 18, 27 décembre, et 3 janvier), comportant un nombre total de 100 moustiques, que 4 moustiques infectés par des microfilaires du stade III, 5 par des microfilaires du stade IV, et un seul par des microfilaires du stade V (35<sup>e</sup> jour).

#### RÉSUMÉ

En résumé, d'après nos expériences se déroulant sur une durée de neuf mois, nous avons constaté que :

1° L'évolution des microfilaires de *D. immitis* se fait très facilement avec un pourcentage de 80 à 100 p. 100 de réussite chez *A. albopictus* pendant toute la saison chaude.

2° Cette évolution, de 8 à 9 jours de mai à septembre (24°-37°), dure plus d'un mois en hiver où la température oscille entre 12° et 18°.

3° En hiver, le pourcentage de moustiques qui s'infestent est très faible. Il est donc nécessaire d'expérimenter avec un lot important de moustiques, car on risquerait de conclure à un arrêt complet du développement avec dégénérescence des larves aux différents stades.

En résumé, à Hanoï, dans les conditions normales, l'évolution de *D. immitis* chez *A. albopictus* peut se poursuivre pendant toute l'année.

4° De l'ensemble de nos expériences, il ne nous semble pas que la durée de l'évolution soit influencée par les écarts de température. Elle dépend de la température moyenne observée pendant toute l'expérience plutôt que de la valeur absolue des maxima et des minima.

### BIBLIOGRAPHIE

BERNARD (P.-N.) et BAUCHE (J.). — Conditions de propagation de la filariose sous-cutanée du chien. *Stegomyia fasciata*, hôte intermédiaire de *Dirofilaria repens*. *Bull. Soc. Path. exot.*, VI, 1913, p. 89.

GALLIARD (H.). — L'évolution de *Dirofilaria immitis* Leidy chez *Aedes aegypti* et *A. albopictus* au Tonkin. *C.R. Soc. de Biol.*, CXXV, 1937, p. 130.

ROUBAUD (E.). — Nouvelles recherches sur l'infection du moustique de la fièvre jaune par *Dirofilaria immitis* Leidy. Les races biologiques d'*Aedes aegypti* et l'influence filarienne. *Bull. Soc. Path. exot.*, XXX, 1937, p. 480.

ROUBAUD (E.), COLAS-BELCOUR (J.), TOUMANOFF (G.) et TREILLARD (M.). — Recherches sur la transmission de *Dirofilaria immitis* Leidy. *Bull. Soc. Path. exot.*, XXIX, 1936, p. 1111.

*Laboratoire de Parasitologie  
de l'Ecole de médecine de l'Indochine (Hanoï)  
(Directeur : Prof. H. Galliard).*

---

### EXPLICATION DE LA PLANCHE II

1. Microfilaires dans un tube de Malpighi (3<sup>e</sup> jour),  $\times 162$ .
2. Microfilaires de *Dirofilaria immitis* dans un tube de Malpighi d'*Aedes albopictus* (2<sup>e</sup> jour).
3. Formes matures dans un tube de Malpighi au 9<sup>e</sup> jour (10 juin),  $\times 84$ .
4. Formes en saucisses courtes dans un tube de Malpighi au 5<sup>e</sup> jour (11 juin),  $\times 162$ .
5. Diverses formes évolutives chez *A. albopictus* infesté le 11 et réinfesté le 16 octobre, disséqué le 22 octobre,  $\times 174$ .

---





SUR *EIMERIA RAILLIETI* L. LÉGER 1899,  
COCCIDIE INTESTINALE D'ANGUIS FRAGILIS

Par G. LAVIER

L. Léger a donné, en 1899, une brève description d'une coccidie qu'il avait rencontrée dans la partie postérieure de l'intestin grêle de l'orvet et l'a nommée *Coccidium raillieti*; bien que ce parasite soit fréquent (Grassé en signale les oocystes chez les orvets dont il a étudié les Flagellés intestinaux et, personnellement, je l'ai rencontrée deux fois chez trois reptiles examinés), il n'a pas donné lieu depuis à une étude plus approfondie.

L. Léger a décrit les oocystes comme ovoïdes ou subsphériques mesurant 18  $\mu$  en moyenne de diamètre avec une paroi résistante à double contour; ces caractères sont parfaitement exacts: s'il y a beaucoup d'oocystes nettement sphériques, beaucoup aussi s'allongent dans un sens et sont, à proprement parler, non pas ovoïdes, mais ellipsoïdaux. L'indice de forme (quotient de la largeur par la longueur) oscille ainsi, pour les exemplaires que j'ai mesurés, entre 0,76 et 1 avec plus grande fréquence entre 0,85 et 1. Cette variation est d'ailleurs indépendante de la taille absolue: les oocystes sphériques peuvent être de petit (13  $\mu$ ), de moyen (18  $\mu$ ), ou de grand diamètre (20  $\mu$ ). L'exemplaire le plus grand que j'aie rencontré mesurait 23  $\mu$  sur 20 (indice de forme 0,87); celui dont l'indice de forme était le plus bas (0,76) mesurait 21  $\mu$  sur 16. On peut dire, en définitive, que la plupart des oocystes sont des sphéroïdes de 18 à 20  $\mu$  de diamètre.

La paroi kystique, relativement épaisse, incolore et bien résistante, montre nettement deux couches dont l'interne est la plus mince. Léger note, à l'un des pôles, un petit bouton réfringent qu'il interprète comme les traces d'un micropyle; les exemplaires examinés dans le contenu intestinal de l'orvet sont, pour la plupart, entièrement remplis d'un cytoplasme renfermant des granulations de tailles diverses, dont certaines assez grosses; un certain nombre d'entre eux, toutefois, et par la suite, tous dans les cultures, montrent déjà cette rétraction cytoplasmique qui précède toujours la segmentation des spores; on peut, dans ce cas, noter parfois certaines

grosses granulations qui restent à l'écart de la sphère ainsi formée (fig. 3) ; elles sont appelées d'ailleurs à disparaître rapidement, mais certaines d'entre elles (fig. 4) occupent une situation polaire et paraissent entrer en contact avec la paroi ; c'est sans doute cela qui explique l'apparence de bouton polaire dont parle Léger ; en réalité, ces granules réfringents ne me paraissent pas constituer les restes d'un micropyle dont la paroi ne montre d'ailleurs pas trace, mais plutôt d'une sorte de chalaze unissant le pôle à la masse cytoplasmique et dont on a des exemples nets dans certains oocystes d'*Eimeria* : chez *E. propria* Schn. des tritons, par exemple (Schneider, 1881 ; Lavier, 1936), il existe une traînée cytoplasmique hyaline maintenant en cohésion des granules réfringents et dont on peut suivre la résorption peu de temps après l'arrondissement de la masse.

La formation des spores et des sporozoïtes est très lente. Léger donne, pour durée de la segmentation, quinze jours ; c'est, à mon avis, un temps minimum. Dans les cultures en acide chromique à 5 p. 1.000, on note bientôt la rétraction de la sphère (déjà faite, nous l'avons vu, dans l'intestin, pour un certain nombre des oocystes), mais ce n'est qu'après 8 jours qu'apparaît le début de la segmentation (stade pyramide) chez quelques rares individus seulement (fig. 5). Au 11<sup>e</sup> jour, alors que beaucoup d'oocystes en sont encore au stade de rétraction, les plus avancés montrent les spores en train de s'individualiser ; elles sont d'abord rondes (fig. 6, 7), puis s'allongent (fig. 8) ; au 15<sup>e</sup> jour, quelques rares kystes montrent leurs sporozoïtes entièrement formés, mais à ce moment, beaucoup n'en sont encore qu'au stade pyramide et ce n'est guère qu'au 22<sup>e</sup> jour que la segmentation est terminée pour l'ensemble de la culture.

Les spores, dit Léger, sont biconiques, presque ovoïdes et présentent, à l'un des pôles seulement, un petit renflement en forme de dôme qui termine un col très court. Ces spores sont, en effet, des ovoïdes allongés et nettement polarisés : si une extrémité est arrondie, l'autre se termine par un mamelon dont le profil rappelle le pôle d'un citron. Il n'y a pas de reliquat sporocystique ; les quelques granules qui, nous l'avons vu, restent au début en dehors de la sphère, disparaissent très rapidement avant même que la segmentation soit commencée. Chaque spore contient deux sporozoïtes tête-bêche, mesurant en moyenne 11  $\mu$  sur 8, comme l'indique bien Léger, et un reliquat granuleux central d'abondance médiocre. Je n'ai pu observer, sur ces sporozoïtes, la « série de stries sombres transversales parallèlement disposées » sur la partie

antérieure fortement réfringente de celles-ci, dont parle Léger et

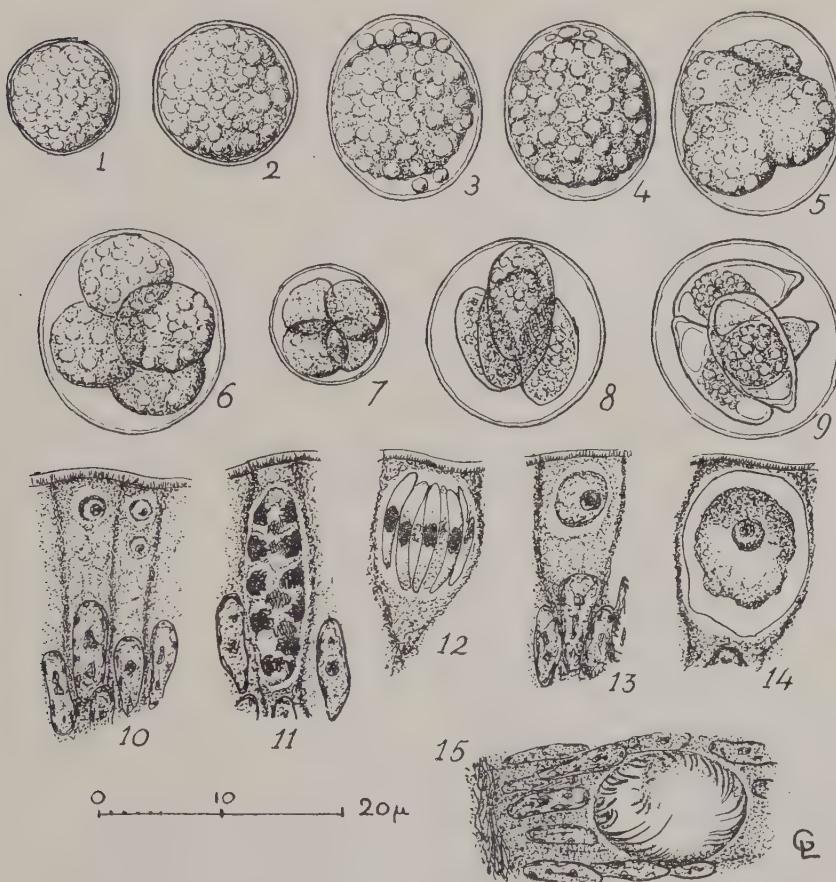


FIG. 1. — *Eimeria raillieti*. 1-9, oocystes (vus directement); 10-15, formes intestinales (hémalun-éosine). 1, petit oocyste sphérique; 2, oocyste sphérique de taille moyenne; 3, 4, oocystes ellipsoïdaux où le cytoplasme est déjà rétracté; noter les quelques granules qui restent en dehors de la sphère de rétraction; 5, formation des spores (8<sup>e</sup> jour); 6, 7, les quatre spores sont séparées sous forme de quatre sphères (11<sup>e</sup> jour); 8, allongement des spores (13<sup>e</sup> jour); 9, les sporozoïtes sont formés avec un reliquat sporal (16<sup>e</sup> jour); 10, jeunes schizontes; 11, schizonte en division; 12, merozoïtes; 13, jeune macrogamète (ou macrogamétocyte); 14, oocyste avec paroi formée et non encore libéré; 15, microgamétocyte.

dont il ne peut dire si ce sont des plis transversaux ou des myonèmes; peut-être s'agissait-il simplement d'un effet de réfraction.

Les formes intestinales exigent une assez longue recherche ; les infections que j'ai eues à ma disposition, malgré une abondance relative d'oocystes, n'étaient pas intenses et il semble bien que cette discréption soit la règle. Le siège en est bien la deuxième moitié de l'intestin, mais c'est surtout au début de cette moitié postérieure que l'infection s'observe ; dans un cas, la zone parasitée commençait au niveau du pôle postérieur du foie et s'étendait sur 2 cm. environ.

Les jeunes schizontes, sphériques (fig. 10) ne tardent pas à augmenter de taille et à diviser leur noyau (fig. 11) ; on aboutit ainsi à des figures de schizogonie (formes en bâillet), comprenant un nombre assez restreint de merozoïtes : en général de 8 à 12, rarement de 16 à 24 ; ceux-ci, en forme de bananes, mesurent en moyenne de 8 à 10  $\mu$  de longueur sur 2 environ de largeur, et présentent leur noyau situé dans la région médiane. Les macrogamètes (ou macrogamétocytes) sont facilement observables par leur noyau volumineux et leur cytoplasme granuleux ; ils s'entourent de la paroi oocystique vraisemblablement après fécondation. Il est à noter que toutes ces formes parasites sont situées très superficiellement dans la cellule épithéliale et sont, en général, presque en contact immédiat avec le plateau. Une seule exception est à noter pour les microgamétocytes qui sont, en général, situés plus profondément (fig. 15) au niveau de la zone des noyaux. Le parasite cause ainsi le minimum de dommage à la cellule épithéliale qui est, comme habituellement chez les reptiles, longue et étroite, et le noyau, situé profondément, ne paraît aucunement altéré.

*Eimeria raillieti* (Léger) est ainsi bien caractérisée et présente plusieurs points intéressants : tout d'abord, la très longue durée qu'exigent les oocystes pour achever leur segmentation, en contraste avec le processus bien plus rapide chez la grande majorité des *Eimeria*, même parasites d'animaux à sang froid ; ensuite, la situation remarquablement superficielle des formes intra-épithéliales alors que, chez les reptiles, on a souvent une situation très profonde, surtout pour les macrogamètes et les oocystes. Ce fait, joint au petit nombre de merozoïtes formés par la schizogonie, explique bien le peu d'intensité des infections et l'absence totale de réaction qu'avait déjà notés Léger. Enfin, la forme des spores avec leur dôme polaire constitue un détail morphologique intéressant déjà relevé à un degré plus ou moins prononcé dans quelques espèces du genre *Eimeria* (*E. maxima*, *E. ictidea*, *E. stiedai*, *E. magna*, *E. media*, *E. irresidua*, *E. perforans*, *E. miyarii*, *E. avium*, etc.), ou même d'autres genres (*Isospora lacazei*, par exemple) ; mais chez

des parasites de reptiles, il n'y a, à ma connaissance, que *E. pythonis* Triffit, du python, qui présente, avec d'ailleurs des caractères morphologiques différents, une formation analogue.

Cela permet d'écartier la coccidie de l'orvet d'une coccidie d'*Hemidactylus flaviviridis* signalée par Knowles et Das Gupta ; ces auteurs rencontraient, dans ce Lacertilien, trois types différents d'oocystes qu'ils étiquetèrent A, B et C ; le type A, subsphérique, mesurant en moyenne 18,02  $\mu$  sur 16,15, leur paraît correspondre, sans d'ailleurs qu'ils soient affirmatifs, à *E. raillieti*. Outre la spécificité parasitaire, si grande en général chez les coccidies, plusieurs particularités interdisent cette assimilation : il y avait, dans l'intestin de l'*Hemidactylus*, de nombreux oocystes déjà entièrement segmentés ; chez l'orvet, jamais, et le temps très long nécessaire à la segmentation ne le permettrait pas ; les spores, disent les auteurs, ne présentaient pas de « caplike process » analogue à ce qu'a vu Triffit chez *E. pythonis*. Cela seul permettrait d'affirmer avec certitude que leur espèce est bien différente de *E. raillieti*.

#### BIBLIOGRAPHIE

BECKER (E.-R.). — *Coccidia and Coccidiosis*. Collegiate Press, Ames (Iowa), 1934.

GRASSÉ (P.-P.). — Contribution à l'étude des Flagellés parasites. *Arch. zool. exp. et gén.*, LXV, 1926 (*Protistologica*, V), p. 505.

KNOWLES (R.) et DAS GUPTA (B.-M.). — The Coccidia of Lizards. *Indian Jl of med. Res.*, XXII, 1935, p. 701.

LAVIER (G.). — Recherches sur les coccidies intestinales des Tritons. *Ann. Parasitol. hum. et comp.*, XIV, 1936, p. 150.

LÉGER (L.). — Coccidie nouvelle de l'*Anguis fragilis*. *C.R. de la Soc. de Biol.*, LI, 1899, p. 309.

SCHNEIDER (A.). — Sur les psorospermies oviformes ou coccidies. *Arch. zool. exp. et gén.*, IX, 1881, p. 387.

TRIFFIT (M.-J.). — Observations on two new species of Coccidia parasitic in Snakes. *Protozoology*, I, 1925, p. 19.

---

*Institut de Parasitologie de la Faculté de Médecine de Paris (Directeur : prof. E. Brumpt) et Laboratoire de Zoologie et Parasitologie de la Faculté de Médecine de Lille (Directeur : prof. G. Lavier).*

FRÉQUENCE ET ORIGINE DES « BLACK SPORES » DE ROSS  
AU COURS DE L'INFECTION DES STÉGOMYIES  
PAR LE *PLASMODIUM GALLINACEUM*

Par E. BRUMPT

En 1936, j'ai établi que les deux espèces de stégomyies (*S. fasciata* et *S. albopicta*), nourries sur des poules infectées par le *Plasmodium gallinaceum*, permettaient l'évolution de cet hématozoaire dans près de 100 pour 100 des cas et que le nombre des oocystes, toujours élevé, pouvait même atteindre le chiffre record de 1.650. Il était donc particulièrement intéressant de rechercher si, à côté des oocystes, il n'existant pas les curieuses formations découvertes par R. Ross (1898), nommées par cet auteur *Black Spores* et trouvées récemment, d'une façon constante et en grande abondance, par Reichenow (1932) chez les *Theobaldia annulata* infectés par le *Plasmodium circumflexum*.

Mes recherches n'ont pas été vaines, ainsi qu'on peut en juger en examinant les tableaux des pages 222 et 225 où sont résumées les observations faites sur les deux espèces de stégomyies infectées par le *P. gallinaceum*.

Par contre, je n'ai observé aucune véritable black spore chez un certain nombre de moustiques témoins disséqués (1), à l'occasion de recherches diverses sur l'évolution d'autres germes (*Plasmodium paddæ*, *Leucocytozoon smithi*, hémogrégaries aviaires, etc.).

L'étude des black-spores est importante à faire tant du point de vue du phénomène de la chitinisation, qui appartient à la pathologie générale, que du point de vue pratique concernant les enquêtes antipaludiques, au cours desquelles sont établis les divers indices parasitaires des moustiques capturés dans la nature. En effet, les auteurs qui considèrent ces éléments comme dérivés d'oocystes ou de sporozoïtes, ayant subi la dégénérescence chitineuse, font entrer les moustiques qui les présentent dans la statistique des animaux

(1) La grande habileté technique de mes jeunes assistants, E. Farreras et Dao van Ty m'a été d'un grand secours au cours de cette étude.

ayant été infectés par des *Plasmodium*, tandis que les auteurs qui admettent comme origine la chitinisation d'éléments quelconques : fragments de trachées, corps étrangers divers, se refusent à considérer l'existence des black-spores comme indiquant une ancienne infection par les hématozoaires.

Dans les pages qui suivent, je donnerai un exposé succinct de mes recherches personnelles et un résumé historique de l'intéressante question des black-spores, sur l'origine desquelles l'unanimité est loin d'être réalisée.

### A. Recherches personnelles

#### I. FRÉQUENCE DES BLACK-SPORES AU COURS DES INFECTIONS A *Plasmodium gallinaceum*

En analysant le tableau de la page 222 concernant les infections de *Stegomyia fasciata*, nous voyons que :

1° Sur 587 *Stegomyia fasciata* nourris une seule fois (1) sur une poule infectée de *P. gallinaceum* et disséqués entre le 6<sup>e</sup> et le 28<sup>e</sup> jour, 34 présentaient des black-spores en amas ou incluses dans les oocystes de la paroi stomachale, ce qui représente une proportion de 5,8 pour 100.

2° Sur 253 *Stegomyia fasciata* réinfectés quelques jours plus tard et par conséquent plus âgés, sacrifiés du 7<sup>e</sup> au 12<sup>e</sup> jour après le début de cette nouvelle expérience, 37 présentaient des black-spores, soit une proportion de 14,6 pour 100.

3° Chez de nombreux *Stegomyia fasciata* témoins, nourris sur poules non infectées, aucune black-spore n'a été observée.

4° 30 mâles d'un élevage où les femelles présentaient des black spores ont été négatifs.

5° De nombreuses mues larvaires et nymphales de *Stegomyia fasciata* n'ont pas montré de black-spores.

6° Sur 59 *Stegomyia fasciata* nourris sur un calfat (*Padda orizyvora*), présentant une infection à *Plasmodium paddæ*, aucun ne s'infecte et aucun ne présente de black-spores.

7° Pour des causes inconnues, car tous les élevages de *Stegomyia* ont la même origine (2), sur 101 moustiques de la cage 14 A, 23 présentaient des black-spores, soit dans 22,75 pour 100 des cas.

(1) La figure F (planche VI) montre un fragment de coupe d'estomac avec un oocyste rempli de black spores, dès le 5<sup>e</sup> jour.

(2) Cet élevage provient d'œufs qui m'avaient été aimablement adressés par le Dr Caminopetros, de l'Institut Pasteur d'Athènes.

I. — FRÉQUENCE DES BLACK SPORES CHEZ LES *Stegomyia fasciata* INFECTÉS PAR LE *Plasmodium gallinaceum*

N° D'EXPÉRIENCE (1)	Jours (2)	N.d. (3)	B. S. (4)	Jours Nb.	B. S.	Jours Nb.	N.d.	B. S.	Jours Nb.	B. S.	Jours Nb.	N.d.	B. S.	% Plasmodium gallinaceum (5)	% BL. Sp.(6)		
Cage 14 A . . . . .	7	10	0	9	10	4	11	10	4	12-17	40	9	18-28	31	6	900/0	23
— 30. . . . .	10	15	0	11	15	0	12	15	0	—	—	—	—	—	—	1000/0	0
Exp. 568/XXI . . . . .	8	10	0	9	10	0	—	—	—	—	—	—	—	—	400/0	0	
— 604/XXI . . . . .	7	14	0	8	20	0	—	—	—	—	—	—	—	—	1000/0	0	
— 218 R11 A' . . . . .	7	10	0	8-9	20	0	10-11	10	0	12	5	1	13	5	1	980/0	4
— 273 R11 A' . . . . .	9	10	0	11	10	20	13	10	1	—	—	—	—	—	850/0	13	
— 292 R11 A' . . . . .	8-9	20	0	10-11	20	0	12	10	0	—	—	—	—	—	940/0	0	
— 449 R11 . . . . .	7	15	0	8	15	0	9-10	30	1	11	15	2	—	—	980/0	4	
— 450 R11 . . . . .	10	15	2	11	15	1	12	10	0	13	30	4	—	—	98,50/0	10	
— 218/XXII . . . . .	8	6	0	10	10	0	11	13	0	14	4	0	—	—	950/0	0	
— 775/XXIV A' . . . . .	7	10	0	18	11	2	23	10	1	30	10	2	—	—	900/0	13	
Cage 14 B' . . . . .	8	10	4	9	10	2	10	10	2	—	—	—	—	—	—	900/0	27
Exp. 218 R11 B' . . . . .	7	10	4	8	10	2	9	10	2	10	10	3	11	10	2	900/0	26
— 273 R11 B' . . . . .	8	20	2	9-10	40	3	11	13	0	—	—	—	—	—	—	6,6	6,6
— 292 R11 B' . . . . .	8	20	3	9	20	3	10-11	40	5	12	20	0	—	—	—	11	11

(1) Expériences où il y a eu réinfestation. A, expérience d'infestation ; B, réinfestation.

(2) Nombre de jours écoulés depuis l'infestation ou la réinfestation.

(3) Nombre de moustiques disséqués.

(4) B. S. : black spores observées.

(5) Pourcentage de moustiques infestés soit avec des oocystes, soit avec des sporozoïtes.

(6) Pourcentage total de moustiques porteurs de black spores.

Cette expérience était cependant faite dans les mêmes conditions de température ( $25^{\circ}$  C.), d'humidité et d'éclairage que les autres signalées dans ce travail.

Dans le tableau de la p. 225, où sont résumées les expériences effectuées avec le moustique *Stegomyia albopicta* (1), nous observons que :

1° Sur 431 moustiques ayant piqué une seule fois une poule

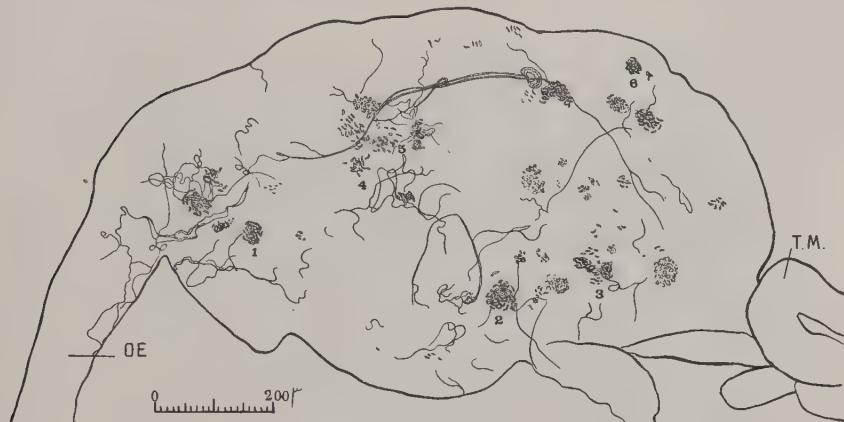


FIG. 1. — Estomac d'un exemplaire de *Stegomyia fasciata* (C. 14) présentant des sporozoïtes dans les glandes salivaires, disséqué le 22<sup>e</sup> jour après le repas infectieux sur une poule à *Plasmodium gallinaceum*; OE., œsophage; T.M., tubes de Malpighi; 1 à 6, amas de black spores figurés plus exactement dans la planche IV.

infectée par le *P. gallinaceum*, 14 montraient des black-spores sur l'estomac, soit dans 3,24 pour 100 des cas.

2° Sur 262 moustiques réinfectés quelques semaines plus tard, 28 estomacs présentaient des spores de Ross, soit dans une proportion de 16,8 pour 100.

3° Sur 112 moustiques nourris sur des poules non infectées, aucun estomac ne montrait de black-spores.

## II. ORIGINE DES BLACK-SPORES

Les figures des planches III, IV, V, VI, donnent l'aspect des black-spores que j'ai eu l'occasion d'étudier chez les *Stegomyia*,

(1) Je dois cet élevage, originaire de l'Indochine, à l'obligeance de mon collègue E. Roubaud.

ainsi que les dimensions des sporozoïtes rencontrés dans les glandes salivaires des mêmes moustiques (fig. B S et C, pl. V). On peut voir que ces éléments présentent en général une forme en banane ou en saucisse, ou encore en sphérolites (fig. A et B, pl. IV), plus ou moins grands, et, plus rarement, des aspects curieux en hippocampe (fig. E, pl. VI), en hameçon (fig. A, pl. V), etc.; certains éléments chitinisés sont bifurqués.

Avant d'exposer, dans le résumé terminant ce travail, notre



FIG. 2. — *Stegomyia fasciata*. Exemplaire âgé de 44 jours, disséqué 40 jours après la première infection et 4 jours après la seconde. L'estomac présentait d'assez nombreux oocystes jeunes à pigment visible et plusieurs oocystes de la première infection remplis de black spores. A gauche, oocyste à paroi non chitinisée, renfermant des black spores dont l'orientation ressemble à celle des sporozoïtes lors du stade méandriniforme de l'oocyste. Entre les deux oocystes, quelques grandes black spores plus ou moins irrégulières. (Exp. 775/XXIV, ♀ 7, 21 mai 1938).

opinion sur l'origine de ces éléments, je vais énumérer les diverses hypothèses émises par les auteurs dont je signalerai plus loin les recherches, dans la partie historique de ce travail :

a) La première hypothèse fut celle de Ross (1898), soutenue par Daniels (1899). Pour ces auteurs, les black spores appartiendraient au cycle des plasmodes et seraient des éléments de résistance susceptibles d'infecter, par la voie hydrique, les larves de moustiques, ou par la voie digestive, les vertébrés réceptifs. Cette opinion n'a pu résister aux expériences négatives de Grassi (1900), Ruge (1903), Ross (1923).

II. FRÉQUENCE DES BLACK SPORES CHEZ LES *Stegomyia albopicta* INFECTÉS PAR LE *Plasmodium gallinaceum*

N° D'EXPÉRIENCE (1)	Jours (2)	Nb. (3)	B. S. (4)	Jours	Nb.	B. S.	% gallinaceum. Plasm. (5)	% B. S. (6)										
534/XXI. ....	8	5	0	9	5	0	9-10	30	0	11-12	26	13	15	0	100/0/0	0		
909/XXI. ....	7	15	0	8	13	0	10	20	0	12	10	0	12	15	0	100/0/0	0	
911/XXI. ....	8	15	0	9	15	0	10	10	0	10	15	1	11	15	0	100/0/0	0	
295 R 11 A'..	10	10	0	11	10	0	12	10	0	13	10	0	12	15	1	100/0/0	0	
451 R 11. ....	8	15	0	9	15	0	10	10	1	15	1	11	15	0	12	15	2,6	
452 R 11. ....	8	15	0	9	15	2	10	15	1	11	15	1	11	15	2	100/0/0	6,6	
189/XXII A'.	9	10	0	10	10	1	11	10	1	12	10	0	12	15	0	100/0/0	5	
1029/XXII. ....	6	5	0	7	35	3	0	11	50	0	12	5	0	15	27	0	90/0/0	10
250/XXIII. ....	6-8	10	0	9-10	20	0	8	20	2	10	50	3	9	68	13	7,3	0	
295 R 11 B'..	6	20	3	7	20	0	8	20	2	10	50	3	2	9	68	13,1		
189/XXIII B'..	7	40	5	8	44	2	9	68	13									

(1) Expériences où il y a eu réinfestation. — A, expérience d'infestation ; B, réinfestation.

(2) Nombre de jours écoulés depuis l'infestation ou la réinfestation.

(3) Nombre de moustiques disséqués.

(4) B. S., black spores observées.

(5) Pourcentage de moustiques infestés soit avec des oocystes, soit avec des sporozoites.

(6) Pourcentage total de moustiques porteurs de black spores.

b) Certains auteurs admettent que les black-spores des oocystes et celles qui se trouvent disséminées par groupes ou isolément en divers points du corps, seraient dues à une dégénérescence des oocystes et à une chitinisation des sporozoites (1), qui deviendraient ces corps en banane, fréquents dans les muscles et à la surface des glandes salivaires. Cette opinion a été soutenue par Grassi (1900), Ruge (1901), Manson (1903), Blanchard (1905), Neumann (1908), Brug (1916), Flu (1920), Walch (1922), Wenyon (1926), James (1928), Reichenow (1932), Knowles et Basu (1933), Huff (1934), de Buck (1936).

Tout en reconnaissant que cette hypothèse peut être défendue, je tiens à dire toutefois que la grande différence de taille entre les sporozoïtes et les spores noires en banane qui en dériveraient (fig. B et C, pl. V), doit faire admettre que la chitinisation s'effectue longtemps encore après la mort du sporozoïte (2). Il existe d'ailleurs de nombreux corps chitineux sphériques (fig. B, pl. IV), qui semblent prendre naissance indépendamment des oocystes et des sporozoïtes, mais toujours chez des insectes infectés. Le parasitisme semble donc déclencher la réaction de chitinisation chez les moustiques.

c) Pour d'autres investigateurs, les black-spores seraient des hyperparasites infectant les oocystes et se répandant parfois dans l'organisme. Cette hypothèse a été émise par Ross, Annett et Austen (1900) à Sierra-Leone, par Stephens et Christophers (1903) aux Indes, par Manson (1903), par Noé (3), ainsi que par plusieurs auteurs de traités classiques de parasitologie et de malariologie.

d) Une autre opinion consiste à soutenir que divers corps étrangers vivants, microbes, protozoaires, champignons, peuvent être chitinisés par le moustique et donner naissance à des black-spores,

(1) La chitinisation ne survient pas nécessairement chez tous les oocystes ou les sporozoïtes altérés. C'est ainsi qu'elle n'a pas été signalée par Roubaud (1918), qui semble avoir été le premier à observer la dégénérescence des sporozoïtes chez les *Anopheles maculipennis* infectés expérimentalement, ni par Barber, Komp et Hayne (1927), Barber (1935), de Buck (1936), qui ont signalé, quelques jours après le début de l'évolution, de nombreux oocystes et sporozoïtes dégénérés. J'ai observé les mêmes faits, en ce qui concerne les oocystes tout au moins, dans le cas de *Plasmodium gallinaceum*.

(2) Les black spores contenues dans les oocystes peuvent à la rigueur être considérées comme formées par un groupe de sporozoïtes chitinisés, mais, lorsque ces gros éléments noirs en banane se rencontrent dans les muscles où les sporozoïtes vivants sont toujours isolés, la disproportion entre les premiers et les seconds est assez difficile à expliquer.

(3) Cet auteur qui, par suite d'une erreur typographique, est parfois appelé « Noja », aurait émis l'hypothèse d'un hyperparasitisme. Les références qui ont été données par divers auteurs se sont montrées inexactes et je n'ai pu confirmer leurs allégations.

ce qui expliquerait que ces éléments peuvent se trouver chez des insectes non infectés par les plasmodies humaines ou aviaires, et même chez des animaux mâles et femelles venant d'éclore.

e) La composition chitineuse des black-spores, établie par Daniels (1899), Brug (1916), Walch (1922), en particulier, a fait penser que les trachées, qui représentent les seuls éléments producteurs de chitine des organes de la cavité générale des moustiques, devaient jouer un rôle dans la formation des black-spores. Dès 1916, Brug, signalant que la chitine ne pouvait être sécrétée que par des formations ectodermiques, admettait qu'elle devait être fournie par les trachées dont il ne put d'ailleurs établir le rôle.

En 1929, Mayne croit avoir démontré le rôle indiscutable des trachées ; il donne des figures demi-schématiques que nous reproduisons ci-dessous (fig. D, pl. V) et qui semblent tout à fait démonstratives. On voit, en effet, en 1, 2 et 3, des spores noires à l'intérieur des trachées. Mayne trouve ces éléments aussi souvent chez des *Culex fatigans* infectés que chez les témoins qui ne le sont pas ; il en trouve même dans les mues larvaires.

Tous ces faits sont intéressants, mais je dois dire que, jusqu'à présent, je n'ai rien vu de semblable, ni chez *Culex fatigans* (1), ni chez les *Stegomyia fasciata* et *S. albopicta*. D'autre part, on doit admettre que la chitine (2) peut être formée par le moustique sans le secours des trachées, ni d'aucun élément ectodermique, de même que le phénomène de calcification peut être observé autour de parasites vivants ou morts dans tous les points des organismes infectés, sans que des éléments spécialisés le déterminent. C'est ainsi que Fülleborn (1929) a vu des larves de *Filaria repens* chiti-

(1) Je dois cet élevage d'origine hindoue, que j'entretenais depuis plusieurs années à mon laboratoire, à l'obligeance du Pr Christopers.

(2) En ce qui concerne les phénomènes de chitinisation chez les moustiques, on lira avec intérêt l'article de Brug (1932). Cet auteur rappelle les recherches de Grassi (1903), sur les myxosporidies chitinisées dans leur pansporoblaste, dont il rapproche ses propres observations sur un sporozoaire indéterminé. Il passe ensuite en revue les constatations de Manson Bahr (1912) sur les larves de *Wuchereria bancrofti* chez *Stegomyia variegata*, de Fülleborn (1929) sur *Dirofilaria repens* dans les tubes de Malpighi d'*Anopheles maculipennis*, de Walch (1922) sur un champignon ayant pénétré par effraction dans le corps d'un *Anopheles* à travers l'oesophage de cet insecte, enfin celles de Marshall et Staley (1929) sur les tubes chitineux déterminés par la salive toxique des hydronichides parasites des moustiques.

Parlant des travaux de B. Mayne (1929), Brug émet l'hypothèse que les spores noires renfermées dans les trachées décrites par ce premier auteur, seraient peut-être déterminées par des bactéries ayant pénétré dans les tubes respiratoires.

Langeron (1929) a publié un cas très intéressant de parasitisme d'une larve de *Culex hortensis* par un champignon pénétrant parfois dans les trachées sans déterminer la moindre réaction chitineuse.

nisées dans la lumière des tubes de Malpighi de l'*Anopheles maculipennis*, où il n'existe pas de trachées. J'estime donc qu'il est inutile d'admettre la pénétration des trachées dans les oocystes pour déterminer la formation des black-spores. Je n'ai jamais vu dans des oocystes intacts ,renfermant ces derniers éléments, la plus petite trachée. Par contre, il est évident que des trachées qui passent contre les oocystes ou près des amas irréguliers de black-spores peuvent donner cette illusion (fig. B, pl. III, fig. A, B, C, D, pl. VI).

Chez les moustiques ayant ou ayant eu une forte infestation par les oocystes du *Plasmodium gallinaceum*, on observe souvent sur l'estomac des trachées anormales dont certains segments altérés ne présentent plus leur filament spiral et dont les terminaisons sont enroulées de telle façon que leur aspect fait penser aux amas de black-spores simples ou bifurqués (fig. C, pl. III).

Des nombreux examens que j'ai pratiqués, il résulte que ces amas de trachées et de black-spores, malgré leur ressemblance superficielle, ne présentent aucun lien étiologique.

Afin de mieux comprendre les conditions qui déterminent la formation des black-spores, il m'a semblé utile d'établir le tableau III (p. 229) que nous espérons voir compléter dans un avenir prochain par les auteurs, qui, au cours de leurs laborieuses recherches, ont observé ces formations sans les signaler.

La lecture de ce tableau, où nous avons résumé tous les faits venus à notre connaissance concernant l'existence des black-spores, montre que ces formations, si faciles à déceler, ne semblent avoir été vues que chez six espèces d'anophélins et chez cinq espèces de culicinés infectées par diverses plasmodesies de l'homme ou des oiseaux.

Il est probable que les spores de Ross existent chez d'autres espèces transmettant les parasites du paludisme où leur présence doit être rare, sans quoi elle eût été signalée par les nombreux auteurs, qui, dans les régions tropicales, ont disséqué des milliers d'*Anopheles* d'espèces diverses.

Il ressort de ce tableau qu'en utilisant une même espèce de moustique et une espèce différente de plasmodie aviaire, la fréquence des black-spores est très différente. Les mêmes faits s'observent quand, en utilisant la même espèce de moustique, on utilise des souches différentes d'une même espèce de parasite aviaire.

Certaines espèces de moustiques, comme les *Theobaldia annulata*, infectés par le *Plasmodium circumflexum*, semblent spécialement favorables à la formation des black-spores (Reichenow, 1932). Il

III. — MOUSTIQUES VECTEURS DE *Plasmodium* DIVERS ET PORTEURS DE BLACK SPORES

ESPÈCE	NOMBRE UTILISÉ	NOMBRE + POUR <i>Plasmodium</i>	% B. sp. B. SPORES	Plasmoidium ÉTUDIÉS	AUTEURS	DATES	PAYS
<i>Anopheles costalis</i> ...				Pl. humains	Ross, Annett, Austen	1910	Sierra Leone
<i>A. maculipennis</i> ...	794	31	+	<i>P. falciparum</i>	Grassi	1900	Italie
Id. ....			+	<i>P. vivax</i>	Testi	1900	Italie
Id. ....			31	<i>P. vivax</i>	Venyon	1926	Macédoine
Id. ....	2.360			<i>P. vivax</i>	James	1928	Angleterre
nx 100				<i>P. vivax</i>	De Buck	1936	Hollande
<i>A. subpictus</i> ....	144	7	0	<i>P. relictum</i>	Mayne	1929	Indes
<i>A. stephensi</i> ....	837	84	8	P. humains	Bentley	1911	Id.
Id. ....	141	13	0	<i>P. vivax</i>	Knowles et Basu	1933	Id.
Id. ....	158	38	4	<i>P. malariae</i>	"	Id.	Id.
Id. ....	309	44	7	<i>P. falciparum</i>	"	Id.	Id.
<i>A. crucians</i> ....	nx 100		1	P. humains	King	1929	U. S. A.
<i>A. punctipennis</i> ....							
<i>A. quadrimacula</i> us... sp. ....			+	P. humains	Walch	1922	Indes-nér.
<i>Culex fatigans</i> ....			+	<i>P. relictum</i>	Ross	1898	Indes
Id. ....			+	<i>P. relictum</i>	Daniels	1899	Id.
Id. ....	150 (1)	104	12	<i>P. relictum</i>	Mayne	1929	Allemagne
<i>Culex pipens</i> ....			10,1	<i>P. relictum</i>	Huge	1901	Allemagne
Id. ....			+	<i>P. relictum</i>	Neumann	1909	Id.
Id. ....	104	85	2	<i>P. relictum</i>	Brug	1916	Id.
Id. ....			25,6	<i>P. relictum</i>	Huff	1934	U. S. A.
<i>Stegomyia fasciata</i> ...	501	57	2	<i>P. relictum</i>	Neumann	1909	Allemagne
Id. ....	840	750	63	<i>P. gallinaceum</i>	Brumpt	1938	France
<i>St. albopicta</i> ....	633	630	42	<i>P. relictum</i>	Brumpt	1938	France
<i>Theobaldia annulata</i> ..	12	12	12	<i>P. circumflexum</i>	Reichenow	1932	Allemagne

(1) Sur 126 *Culex fatigans* nourris par MAYNE dans les mêmes conditions sur des moineaux neufs, 23 ont présenté des black spores.

serait intéressant de voir si, en utilisant d'autres espèces de plasmodies aviaires, susceptibles de poursuivre leur évolution chez ce moustique, on obtiendrait les mêmes résultats. Dans le cas contraire, le rôle particulier de certaines espèces d'hématozoaires dans la formation des spores noires de Ross serait établi.

### B. Historique

La liste des principaux auteurs qui se sont occupés de l'évolution des diverses plasmodies humaines ou aviaires, et qui ont eu l'occasion d'observer des « Black-Spores » de Ross ou des corpuseules considérés comme tels, a été, en grande partie, donnée par Bruce Mayne (1929) et par Knowles et Basu (1933). Je reprendrai cet historique afin d'établir que certains auteurs, ayant employé le nom de « Black-Spores », ont eu affaire à des formations très différentes de celles découvertes par R. Ross en 1898 et figurées dans une de ses notes préliminaires (1898 b).

Dans le premier travail (1898 a), R. Ross donne la description suivante des éléments observés par lui :

« The large, black spores, when mature, are from 16  $\mu$  to 20  $\mu$  or more in length and 2  $\mu$  or 3  $\mu$  in thickness. They are cylindrical, closed at the ends, and are straight, curved, sigmoid or variously twisted. Their colour is a dark brown, they have a black contour, and they are evidently capable of resistance to outer forces. Plate I, figure 20, of the former report depicts several of them contained within a coccidium (1). It is difficult to estimate the number of them produced by each parasite, as many appear to be ejected before being fully matured.

« I have never observed both the thread-like elements (2) and the black spores in the same coccidium. It appears likely that the *hyaline cells* described in the previous report produce the former, and the *vacuolated cells* the latter. »

La figure donnée par R. Ross dès 1898 est à peu près identique à celles publiées ultérieurement par Grassi (1900) et divers auteurs. Il s'agit certainement d'ooocystes ayant subi une dégénérescence chitineuse, comme l'avait admis Grassi au cours de ses études sur le paludisme humain.

Cette opinion a été combattue par Bruce Mayne (1929), qui, dans la conclusion de son travail, émit l'opinion suivante :

(1) Oocyste.

(2) Sporozoïtes.

« The hypothèse of Grassi and other workers that these bodies are concerned with regression or involution processes of the oöcyst is not confirmed, nor that lowered temperatures favour the production of the bodies. »

Pour Mayne, les *black-spores* proviendraient toujours d'altérations particulières des trachées du moustique dont certaines pénétraient même dans les oocystes rompus ou intacts. Comme j'aurai l'occasion de l'établir plus loin, l'opinion de Mayne, que je considère comme trop absolue, renferme peut-être une part de vérité. Nous savons, en effet, depuis les recherches de Walch (1921-1922) en particulier, que des éléments chitineux plus ou moins semblables aux *black-spores* de Ross peuvent se rencontrer chez les moustiques non infectés, et par les travaux de Mayne que même des culicidés mâles présentent parfois ces mêmes formations.

Après R. Ross, le premier auteur qui ait revu les *black-spores* est Daniels (1899), venu aux Indes pour confirmer la mémorable découverte de l'évolution des plasmodes aviaires et qui, à la suite de nombreuses dissections de moustiques, affirma que les *black-spores* se rencontraient exclusivement chez les insectes infectés. En utilisant la potasse, qui ne détruit pas ces éléments, il établit leur nature chitineuse et émit, d'autre part, l'hypothèse que les spores noires observées en diverses parties du corps du moustique y parviennent après la rupture des oocystes. Cet auteur accepta la première opinion de Ross et admit que les *black-spores* sont des éléments de résistance des hématozoaires du paludisme qui permettent peut-être à ces derniers d'infecter de nouveaux moustiques à l'état larvaire par la voie hydrique.

En 1900, R. Ross, Annett et Austen observent parfois, chez *Anopheles costalis*, des formations brunes qu'ils ne rencontrent jamais dans les oocystes, mais qu'ils assimilent néanmoins aux spores noires, et qu'ils considèrent comme n'ayant aucun rapport avec les parasites du paludisme.

A Grosseto (Toscane), Testi (1900), dont je n'ai pu me procurer le travail original, mais dont Lühe (1906) donne les statistiques, constate 31 fois la présence des black-spores sur 794 *Anopheles maculipennis* disséqués. Parmi ces derniers, 27 présentaient des oocystes et 4 des sporozoïtes. Les corps chitineux étaient surtout fréquents en octobre, comme on peut s'en rendre compte dans le tableau suivant :

	NOMBRE D'ANOPHÈLES ÉTUDIÉS	OOCYSTES	SPOROZOÏTES	CORPS DE ROSS
Avril.....	5	—	—	—
Mai.....	147	—	—	1 = 0,68 %
Juin.....	130	—	—	7 = 5,38 %
JUILLET.....	157	1 = 0,66 %	1 = 0,66 %	3 = 1,79 %
Août.....	107	3 = 2,8 %	2 = 1,87 %	5 = 4,67 %
Septembre.....	117	1 = 0,85 %	1 = 0,85 %	5 = 4,28 %
Octobre.....	121	22 = 16,79 %	—	10 = 7,61 %
TOTAL.....	794	27 = 3,4 %	4 = 0,5 %	31 = 3,9 %

Grassi (1900) étudie les véritables corps de Ross qu'il trouve dans les oocystes et dont il donne une excellente figure. Cet auteur ne rencontre ces corps que chez les *Anopheles* infectés et, à la suite d'expériences négatives ayant pour but de vérifier si, comme Ross l'avait admis en 1898, ces corps étaient des spores de résistance, il les considère comme des sporozoïtes dégénérés entourés d'une enveloppe brune ou noire ; il nomme ces éléments « corps bruns ».

Leur plus grande fréquence en hiver lui fait supposer que leur production peut être favorisée par l'abaissement de la température.

Manson (1903), tout en admettant l'opinion de Grassi, émet l'hypothèse qu'il s'agit peut-être d'un hyperparasitisme des oocystes.

Ruge (1901), dans son excellent travail sur l'évolution des plasmodes aviaires chez les *Culex*, observe, dans les oocystes, tous les passages entre des sporozoïtes normaux et ceux transformés en *black-spores* ; il constate aussi la présence de formes isolées, en banane et en S, sur l'estomac et les glandes salivaires. Cet auteur signale la fréquence de ces corpuseules chez les *Culex* nourris sur des moineaux ayant une infection naturelle à *Plasmodium relictum*. Les canaris, infectés par piqûre de moustiques et servant à nourrir ultérieurement des *Culex*, ne déterminent chez ces derniers qu'un faible nombre de ces éléments qui deviennent extrêmement rares chez les moustiques ayant piqué des canaris inoculés avec du sang virulent (1).

(1) Mes observations sur le *Plasmodium gallinaceum* ne sont pas encore assez nombreuses pour pouvoir discuter cette opinion dont des expériences ultérieures me permettront peut-être d'apprécier le bien fondé.

Stephens et Christophers (1903) trouvent les éléments de Ross aussi bien dans les grands zygotes qu'en divers points du corps : thorax, surface des glandes salivaires. Ces spores sont brunâtres, recourbées en forme de saucisses, et font penser à des spores de champignons.

Stephens (1905) estime que les black-spores n'ont rien de commun avec les parasites du paludisme et appartiennent peut-être au cycle de quelque bactérie ou protozoaire.

Pour R. Blanchard, qui s'appuie sur les recherches de Grassi dont il adopte en partie les conclusions, la formation des corps de Ross serait plutôt due au vieillissement des oocystes qu'à l'action du froid, ce qui expliquerait la régression ou l'involution de certains éléments qui s'y trouvent inclus. Cet auteur admet que les spores noires, ayant la forme de bâtonnets, dérivent des sporozoïtes, tandis que celles de dimension variable et plus ou moins arrondies proviennent des sporoblastes et des masses résiduelles.

Sans donner son opinion sur les rapports entre les parasites du paludisme humain et les spores de Ross, Bentley (1910) signale que, sur 259 estomacs d'*Anopheles stephensi* disséqués en 1909, dont 29 présentaient des oocystes, il n'a pas vu de black-spores ; par contre, en 1910, sur 578 anophèles disséqués, il en voit 55 ayant des oocystes, et parmi 20 d'entre eux, examinés avant le 25 juillet, il rencontre 8 fois des corps de Ross, tandis qu'il n'en trouve plus sur les 35 moustiques infectés, examinés après cette date.

Neumann (1908), étudiant l'évolution de *Plasmodium relictum* chez deux culicidés : *Stegomyia fasciata* et *Culex pipiens*, observe, pour la première espèce, deux fois seulement des black-spores parmi 57 spécimens ayant des oocystes sur 501 disséqués, et, pour la seconde espèce, également 2 éléments de Ross sur 85 moustiques présentant des oocystes, parmi les 216 ayant été infectés sur des canaris. Neumann, comparant ses résultats avec ceux de Ruge (1901), attribue, comme ce dernier auteur, la rareté des spores noires au fait qu'il s'est servi exclusivement de canaris inoculés en série avec du sang infectieux. Il considère ces éléments comme étant probablement des sporozoïtes dégénérés.

En 1916, Brug fait paraître un important travail d'ensemble sur la nature des black-spores et leur abondance chez les *Culex pipiens* qu'il avait infectés avec une souche très pathogène de *Plasmodium relictum*. En effet, ces moustiques, dont le nombre total n'est pas indiqué, présentaient ces formations chitineuses dans 25 pour 100

des cas et l'auteur estime que cette fréquence est probablement imputable à la grande virulence de sa souche de paludisme aviaire qui faisait succomber presque tous les canaris inoculés. Brug confirme le travail de Daniels sur la résistance des spores noires à la potasse et donne à ces éléments, qu'il considère comme déterminés par une réaction spéciale des moustiques, le nom de *corpuscules chitineux*.

Cet auteur observe la chitinisation des oocystes à divers stades de leur évolution :

- 1° Avant la formation des sporozoïtes.
- 2° Quand l'oocyste est plein de sporozoïtes.
- 3° Quand il ne reste plus que quelques sporozoïtes dans l'oocyste.
- 4° Quand les masses résiduelles sont formées et se désagrègent.

Brug reproduit, dans la figure 2 de son travail, un amas de black-spores qu'il pense formé par le plissement de la membrane chitinisée d'un oocyste. Il admet, d'autre part, que les cellules ectodermiques qui sécrètent la chitine se trouvent disséminées dans les trachées qui peuvent l'apporter partout chez l'insecte. Bien que Brug n'ait jamais constaté de relation étroite entre les oocystes et les trachées, c'est à cet auteur que l'on doit d'avoir signalé, pour la première fois, le rôle éventuel de l'appareil respiratoire dans la production des black-spores.

En ce qui concerne la chitinisation de la paroi de l'oocyste, Reichenow (1932) ne peut accepter la manière de voir de Brug, car il n'a jamais observé la chitinisation de la membrane des oocystes dans le cas du *Plasmodium circumflexum* chez les *Theobaldia*, fait que je peux confirmer dans le cas du *Plasmodium gallinaceum* évoluant chez les *Stegomyia fasciata* et *S. albopicta*.

Flu (1920) admet que la présence des black-spores dans l'oocyste est le résultat d'une surproduction de chitine par le moustique.

En 1922, Waleh observe des spores de Ross dans un *Anopheles* des Indes Néerlandaises dont il ne donne pas le nom et, après Ross, Annet et Austen (1900), il signale également l'existence de ces formations chez des moustiques non-infectés. Chez les *Anopheles* infectés, il rencontre les black-spores dans des oocystes plus ou moins chitinisés, ainsi qu'en divers points du corps : muscles thoraciques, paroi stomacale, ovaires. Il considère ces spores, isolées dans les organes, comme des sporozoïtes en voie d'émigration qui ont été chitinisés et détruits. En ce qui concerne les éléments trouvés chez les moustiques non-infectés, Waleh estime qu'il s'agit de quelque espèce de parasites : protozoaires, champignons ou microbes

ayant subi la chitinisation. La présence d'un champignon enrobé de chitine et de nombreux corps chitineux bruns autour des glandes salivaires lui fait admettre que certains spécimens de moustiques ont une forte tendance à détruire les corps étrangers ayant pénétré dans leur organisme.

Wenyon (1926) estime que les corpuscules de Ross sont probablement le résultat de la dégénérescence du contenu des oocystes à divers stades de leur développement et qu'ils n'ont rien de commun avec des spores de microsporidies dont la structure est tout à fait différente.

En 1928, James trouve les black-spores, 71 fois sur un total de 2.300 *Anopheles maculipennis* disséqués, exclusivement chez les insectes ayant, soit des oocystes sur l'estomac, soit des sporozoïtes dans les glandes salivaires, et jamais avant le sixième jour. Cet auteur considère les spores de Ross comme d'origine malarique. Ces corpuscules étaient surtout fréquents en septembre : 54 fois contre 17 pour tous les autres mois de l'année.

Aux Etats-Unis, King (1929) qui a disséqué des centaines d'*Anopheles* (*A. quadrimaculatus*, *A. punctipennis*, *A. crucians*), capturés dans la nature ou infectés expérimentalement de tierce maligne ou de tierce bénigne, n'a observé qu'une seule fois un oocyste à black-spores. Ce fait est à ajouter aux observations négatives des nombreux auteurs qui, depuis Darling, ont disséqué des milliers d'*Anopheles* de toutes les parties de l'Amérique sans signaler ces corpuscules. Il est probable que les anophélinés du nouveau monde réagissent moins que ceux de certaines autres régions du globe.

Bruce Mayne décrit les black-spores qu'il classe en quatre groupes d'après leur forme ; il les observe, soit isolément en lignes brisées, soit en groupes plus ou moins nombreux, dans les parois de l'estomac, dans les muscles thoraciques, dans les oocystes, dans le prolongement des trachées terminales et parfois même dans leur intérieur (fig. D, pl. V).

Pour cet auteur, les corps chitineux se rencontrent aussi fréquemment chez les culicidés infectés que chez ceux qui ne le sont pas et peuvent même se voir chez des insectes des deux sexes venant d'éclore. La plupart des black-spores, peut-être même toutes, seraient dues à des épaissements chitineux des trachées. Un certain nombre de figures données par Mayne semblent favorables à son originale hypothèse. Nous verrons, dans les lignes suivantes, que l'auteur cité ci-dessous expose des idées très différentes.

Nous devons à Reichenow (1932) une étude très complète des

corpuscules de Ross qu'il rencontre 12 fois sur 12 chez des *Theobaldia annulata* infectés par le *Plasmodium circumflexum*. Aussi, cet auteur estime-t-il avec raison que, si la conception suivant laquelle les spores noires sont déterminées par la réaction de l'insecte demande encore une confirmation, les conditions qu'il a observées chez les *Theobaldia* sont particulièrement favorables à cette hypothèse. Il pense que l'abondance des black-spores est due à l'infection constante et intense des moustiques par le *P. circumflexum*. En effet, les oocystes à contenu chitinisé ont été trouvés dès le 12<sup>e</sup> jour après le repas infectieux, et il est possible d'observer tous les passages entre une chitinisation partielle d'un pôle de l'oocyste et l'envahissement de tout son contenu, où la substance brune se dépose à la surface des sporozoïtes disposés encore en faisceaux. Les masses noires isolées montrent des stries claires qui représentent les places occupées par les sporozoïtes. Plus tard, les dépôts de chitine augmentent et les oocystes sont remplis de masses irrégulières et sans structure. Au moment de l'infiltration de la substance noire, les épaisses couches qui se déposent autour des sporozoïtes ne se fusionnent pas et on observe alors des corpuscules en forme de banane. Reichenow n'a jamais trouvé de sporozoïtes chitinisés dans les glandes salivaires ; par contre, il en a observé en masse dans la musculature thoracique d'un moustique sacrifié 56 jours après le repas infectieux, et, comme l'enveloppe de chitine n'était pas très épaisse, la cavité occupée par le sporozoïte était reconnaissable.

En 1933, Knowles et Basu, à qui nous devons une bibliographie importante sur le sujet que nous traitons ici, ont étudié sur coupes un certain nombre d'estomacs d'*Anopheles stephensi*, nourris expérimentalement sur des sujets présentant, soit le *Plasmodium falciparum*, soit le *P. malariae*. Ces auteurs ont rencontré assez fréquemment de petits oocystes, de 9 à 14  $\mu$ , 4 au maximum, dégénérés et remplis de masses pigmentaires noires, non organisées, et ne présentant pas l'aspect typique des black-spores de Ross. Ils estiment avec raison que ces dernières proviennent d'oocystes dégénérés et hyperpigmentés, dans lesquels elles peuvent séjourner quand la membrane de l'oocyste reste intacte, ou, au contraire, se répandre en divers points de l'organisme du moustique, quand la membrane se rompt.

Knowles et Basu (1933), convaincus que, sous le nom de black-spores, divers éléments chitinisés ont été décrits à tort, proposent d'utiliser, pour les oocystes figurés par Ross, le nom d'*oocystes dégénérés* ou *hyperpigmentés*, et le nom de *contenu évacué* pour

les éléments provenant des oocystes et disséminés dans le corps du moustique.

Au cours de ses recherches sur le cycle évolutif de *Plasmodium cathemerium* chez *Culex pipiens*, Huff (1934) a eu l'occasion d'observer un certain nombre d'oocystes renfermant des black-spores et il confirme l'opinion de Neumann qui avait admis, dans le cas du paludisme aviaire tout au moins, la transformation progressive des sporozoïtes en black-spores. Huff a vu des sporozoïtes altérés passer progressivement du jaune au noir et devenir les éléments décrits par Ross. Il admet, d'autre part, comme Mayne (1929), que la chitinisatation peut être produite par la pénétration des petites trachées dans les oocystes, où les black-spores peuvent apparaître d'ailleurs avant la formation des sporozoïtes.

Dans son intéressant travail consacré aux oocystes dégénérés et aux black-spores au cours de l'infection d'*Anopheles maculipennis* par le *Plasmodium vivax*, de Buck (1936), après avoir signalé une dégénérescence hyaline particulière de certains oocystes, présentant à leur centre une masse jaune ou brunâtre, s'élève contre les conceptions de Mayne (1929). Dans ces oocystes à dégénérescence hyaline, qui semblent se développer normalement jusqu'au moment où les sporozoïtes provenant d'autres oocystes se trouvent dans les glandes salivaires, on observe parfois, adhérent au centre brunâtre, quelques petites black-spores qui sont probablement dérivées de sporozoïtes en voie de développement et deviendront plus tard des spores noires typiques en forme de saucisse ou de banane.

De Buck, ayant vu ces spores noires aussi fréquemment à la surface cœlomique des glandes salivaires que sur l'estomac, est convaincu, d'après ses nombreuses dissections, que les black-spores typiques sont toujours liées à la présence de sporozoïtes et ne se trouvent dans les oocystes qu'au moment de la maturité de ces derniers. De Buck, comme James, n'en a jamais rencontré chez les *Anopheles maculipennis* non-infectés.

#### RÉSUMÉ

Les oocystes des plasmodes humaines ou aviaires peuvent subir une dégénérescence chitineuse donnant naissance, soit à des éléments sphériques ou aplatis, plus ou moins foncés, soit à de vraies black-spores en forme de banane. Ces dernières se forment autour de groupes de sporozoïtes dégénérés ou indépendamment d'eux.

Les black-spores isolées ou en amas, observées en divers points

du corps (muscles, glandes salivaires), proviennent probablement de sporozoïtes morts chitinisés sur place et devenant le point de départ de dépôts successifs de chitine, réguliers ou irréguliers, constituant les black-spores.

Les plaques formées par 20-100 black-spores, situées à la face externe de l'estomac, peuvent provenir de la rupture d'un oocyste ayant subi la dégénérescence chitineuse. Les amas observés sur les glandes salivaires (fig. B, pl. V), ou en divers points du corps, ont probablement eu, comme point de départ, des groupes de sporozoïtes.

Leur origine trachéenne, admise parfois, reste à établir.

Les oocystes peuvent subir la dégénérescence chitineuse peu de temps après leur apparition et avant la formation des sporozoïtes, ce qui montre que les black-spores ne sont pas toujours des sporozoïtes recouverts de chitine.

La présence de masses sphériques ayant les dimensions habituelles des oocystes mûrs, renfermant des black-spores, peut être considérée comme la preuve d'une infection antérieure du moustique par un *Plasmodium*.

Les masses de chitine irrégulières et amorphes, souvent très volumineuses, qui s'observent parfois chez divers moustiques, n'ont vraisemblablement aucun rapport avec des oocystes, car elles peuvent apparaître chez des insectes neufs.

Sur un total de 840 *Stegomyia fasciata*, dont 587 infectés une seule fois et 253 réinfectés quelques semaines plus tard, 63 présentaient des black-spores typiques, soit dans une proportion de 7,5 pour 100 de cas ; 150 témoins ayant servi à diverses expériences étaient négatifs.

Parmi les 693 *Stegomyia albopicta*, dont 431 infectés une seule fois et 262 réinfectés quelques semaines plus tard, 42 montraient des black-spores, soit dans une proportion de 6 pour 100 des cas. Les 112 moustiques témoins étaient négatifs.

Les oocystes à black-spores sont, comme nous l'avons signalé dans notre travail, plus fréquents chez les animaux réinfectés, ce qui peut être dû à une réaction plus forte du moustique ou à son âge plus avancé de quelques semaines.

Il est encore bien difficile de préciser le déterminisme de la formation des black-spores. En ce qui concerne le milieu extérieur, nos observations paraissent indiquer qu'en dépit de l'identité des conditions de température (25° C.), d'humidité et d'éclairage, au cours de nos expériences, les pourcentages relevés sont parfois bien différents.

Il semble que la formation de ces éléments dépend du virus plasmodien et de l'espèce de moustique utilisée. Les plasmodes aviaires paraissent déterminer plus fréquemment cette dégénérescence que les hématozoaires humains ; il est vrai que leur évolution s'effectue chez des culicidés différents.

Il résulte, des recherches de R. Ross, Annett et Austen, de Walch et de Mayne, que des éléments chitinisés ressemblant aux black-spores de Ross peuvent se rencontrer parfois chez des femelles de divers culicidés non infectés par des plasmodes. Il s'agit probablement dans ce cas d'une réaction de l'hôte vis-à-vis de corps étrangers vivants ou morts. Nous n'en avons pas rencontré au cours de nos recherches.

#### BIBLIOGRAPHIE

BENTLEY (C. A.). — The seasonal malarial infection of *Neocellia stephensi* in Bombay. *Paludism*, I, janvier 1911, p. 43.

BLANCHARD (R.). — *Les moustiques*, Paris, 1905, p. 475.

BOYD (M. F.). — *An introduction to malariology*. Harvard University Press, Cambridge Mass., 1930, p. 295.

BRUG (S. L.). — Die schwarzen Sporen (« Black-Spores ») bei der Malaria-infektion in Fliegenkörper. *Arch. f. Protistenk.*, XXVI, 1916, p. 188.

— Chitinisation of parasites in mosquitoes. *Bull. Entom. Res.*, XXVII, 1932, p. 229.

BRUMPT (E.). — Paludisme aviaire : *Plasmodium gallinaceum* n. sp. de la poule domestique. *C.R. Acad. Sciences*, CC, 1935, p. 183.

— Réceptivité de divers oiseaux domestiques et sauvages au parasite (*Plasmodium gallinaceum*) du paludisme de la poule domestique, transmission de cet hématozoaire par le moustique *Stegomyia fasciata*. *C.R. Acad. Sciences*, CCI, 1936, p. 750.

— Etude expérimentale du *Plasmodium gallinaceum*, parasite de la poule domestique. Transmission de ce germe par *Stegomyia fasciata* et *Stegomyia albopicta*. *Ann. Parasit.*, XIV, 1936, p. 597.

BUCK (A. DE). — Degenerated Cysts and blackspores in *Anopheles* infected with Benign Tertian Malaria. *Proc. Acad. Sc. Amst.*, XXXIX, 1936, p. 559, 9 fig., 2 pl.

DANIELS (C. W.). — On transmission of *Proteosoma* to birds by the mosquito : a report to the malaria Committee of the royal Society. *Proceed. Roy. Soc.*, LXIV, 1899, p. 443.

FLU (P. G.). — *Lehrbuch de parasitaire Ziekten en der Hygiene*. Deel. II, Batavia, 1920, p. 134.

GRASSI (B.). — *Studi di uno zoologo sulla malaria*, Rome, 1900, p. 147.

HUFF (C. G.). — Comparative studies on susceptible and insusceptible *Culex pipiens* in relation to infections with *Plasmodium cathemerium* and *P. relictum*. *Amer. Journ. Hyg.*, XIX, 1934, p. 128.

JAMES (S. P.). — Ross's « Black Spores » in the stomach and salivary glands of

## EXPLICATION DES PLANCHES III à VI

## PLANCHE III (1)

FIG. A. — Paroi stomacale d'un *Stegomyia fasciata* (exp. 775/XXIV) infecté 10 jours plus tôt, montrant en 1, 2, 3, 4, quatre oocystes à contenu chitinisé ; T., trachée.

FIG. B. — Oocyste 1 de la figure précédente agrandi. On peut voir autour de lui des sphérules chitineux (S.c.), qui se sont formés à son contact, mais sans rapport avec les sporozoites T., T., T.

FIG. C. — Black spores (B.S.), ressemblant un peu au tortillon de trachées (T.) placé près d'elles. Les petites trachées étaient souvent altérées chez cet exemple de stégomyie.

FIG. D. — Sphérules chitineux bruns (S.b.), prenant naissance indépendamment des plasmodes chez les moustiques infectés.

## PLANCHE IV

FIG. A. — Portions agrandies de diverses plages (1 à 6) de black spores de la figure 1 du texte.

FIG. B. — Oocystes (2, 3, 4), à contenu chitinisé de la fig. A de la planche III. — L'oocyste 2 permet de voir que le processus de chitinisation a gagné les tissus qui l'entourent où, en plus des grains noirs, on peut voir une black spore en S. Les trachées passent au-dessus et au-dessous de l'oocyste sans pénétrer à l'intérieur.

## PLANCHE V

FIG. A. — Estomac de *Stegomyia fasciata* infecté 30 jours plus tôt (exp. 775/XXIV). On peut observer tous les passages entre les grains chitineux et les black spores dont l'une, placée au centre, présente une forme curieuse.

FIG. B. — Glande salivaire d'un *S. fasciata* (exp. 775/XXIV) infecté depuis 30 jours, montrant de grosses black spores superficielles ; en S., sporozoïtes du même insecte dessinés à la même échelle.

FIG. C. — Black spores et sporozoïtes représentés à la même échelle.

FIG. D. — Black spores. Reproduction d'une figure schématique de Bruce Mayne (1929). En 1, 2 et 3, spores noires ayant pris naissance dans les trachées. (D'après Bruce Mayne, 1929).

## PLANCHE VI

FIG. A. — Deux amas de black spores entourés de trachées sur l'estomac d'un moustique infecté (*S. fasciata*, Exp. 10 A).

FIG. B. — Deux oocystes de l'estomac d'un *S. fasciata* (Exp. 775/XXIV). L'un, qui semble éclaté, ne renferme que des grains chitineux et l'autre, dont la paroi est plus ou moins résorbée, ne montre que de vraies black spores de Ross.

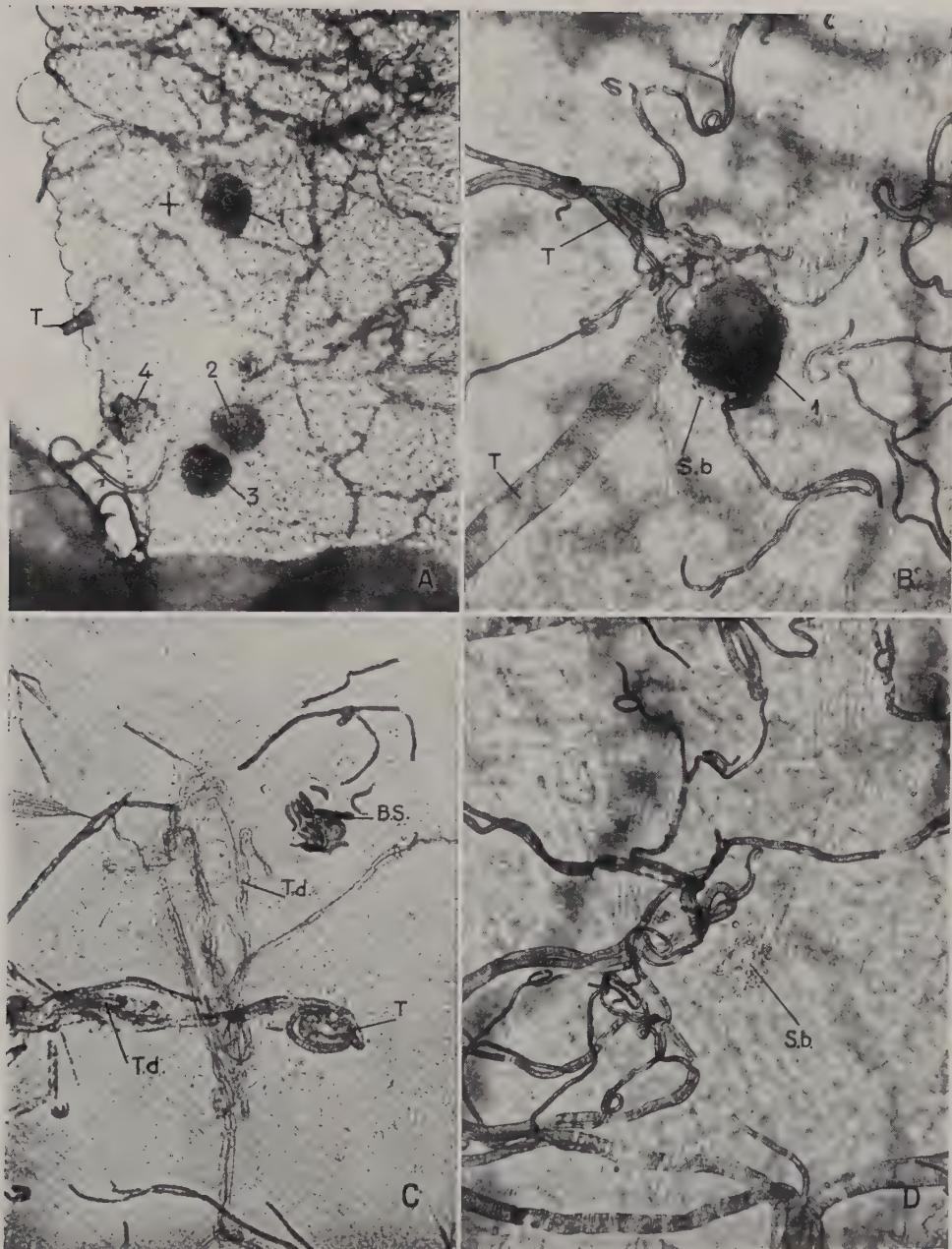
FIG. C. — Amas de black spores et trachées semblant normales (estomac de *S. fasciata*).

FIG. D. — Amas de black spores entouré de trachées plus ou moins altérées.

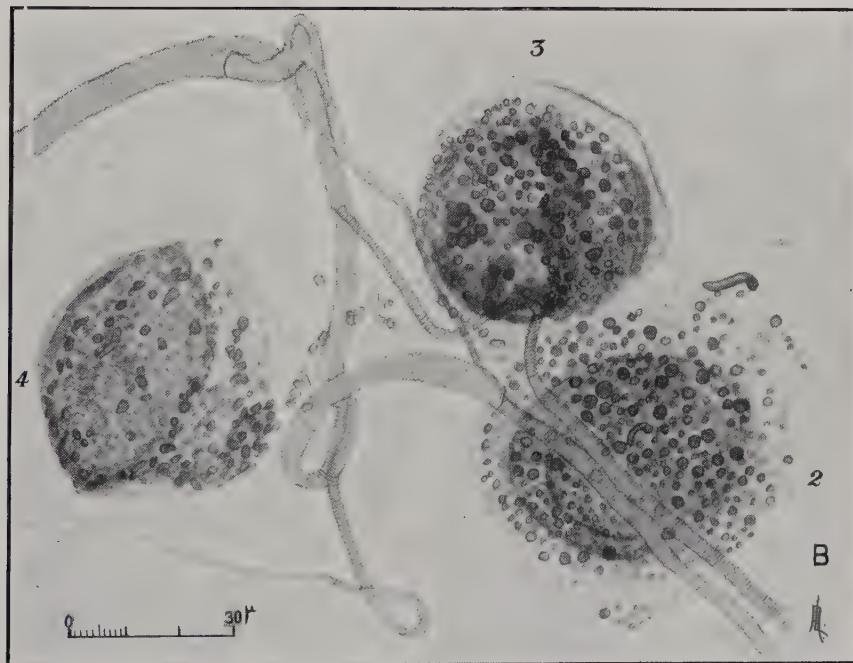
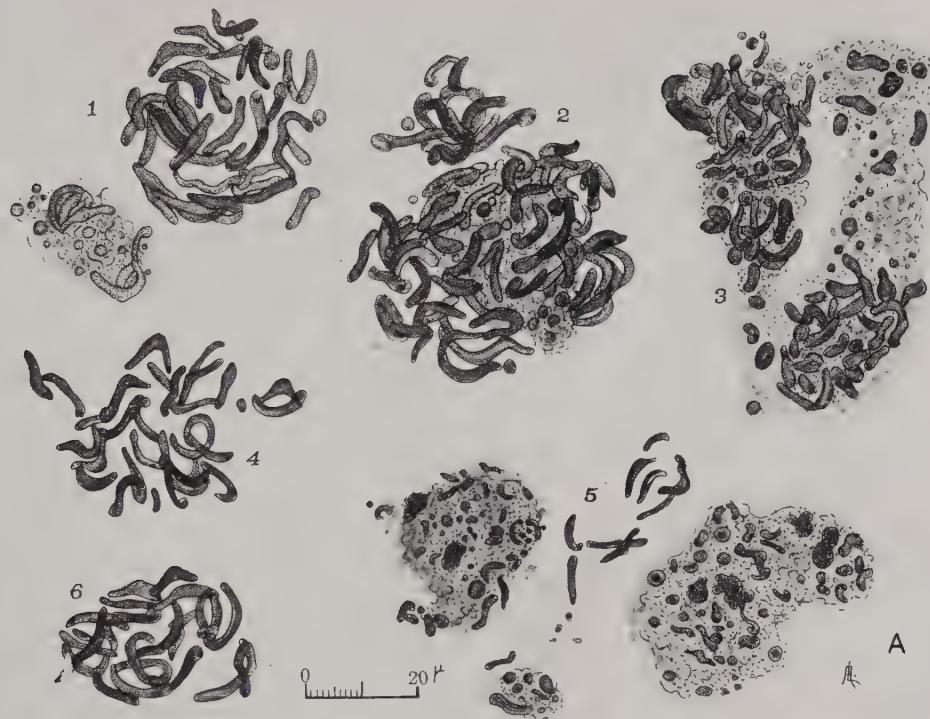
FIG. E. — Oocyste renfermant un petit nombre de black spores de forme très irrégulière. L'une d'elles ressemble à un hippocampe, une autre est bifurquée (estomac de *S. fasciata*).

FIG. F. — Coupe d'un estomac de *S. fasciata* très infecté par des oocystes normaux. On voit sur cette figure un oocyste, âgé de 5 jours seulement, rempli de black spores.

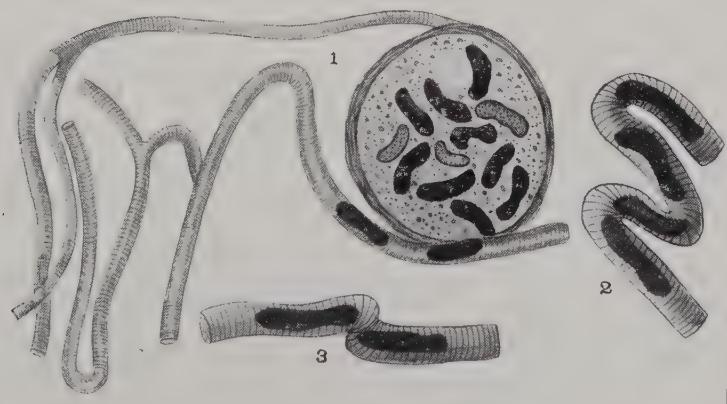
(1) Je dois ces quatre microphotographies à l'obligeance de mon collègue, le Dr M. Langeron, Maître de Recherches.







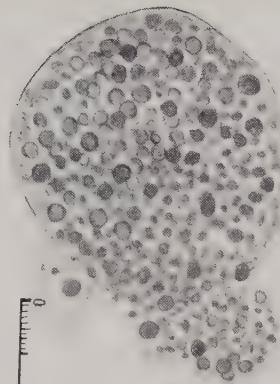




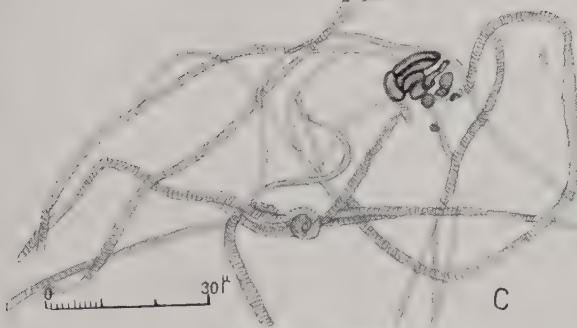




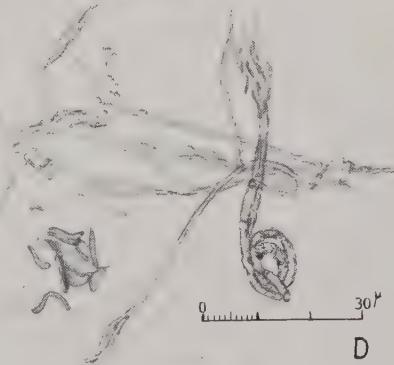
A



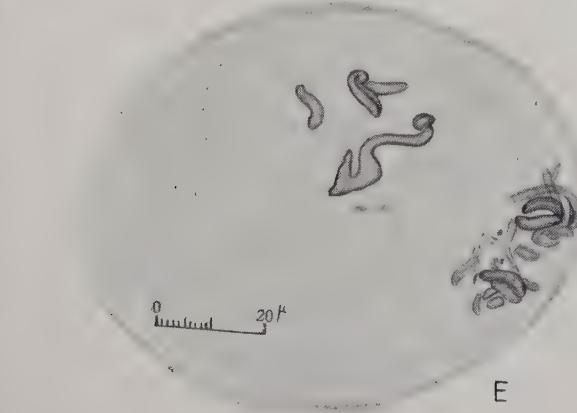
B



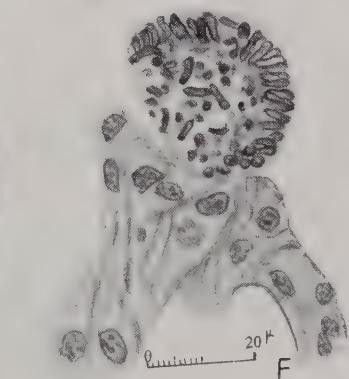
C



D



E



F



malaria infected mosquitoes. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. et Hyg.*, XXI, 1928, p. 258.

KING (W. V.). — Additional Notes on the infection of *Anopheles* with Malaria Parasites. *Amer. Journ. Hyg.*, X, 1929, p. 565.

KNOWLES (R.) et BASU (B. C.). — The nature of the so-called « Black Spores » of Ross in malaria-transmitting mosquitoes. *Ind. Journ. Med. Res.*, XX, 1933, p. 757.

KOCH (R.). — Ueber die Entwicklung der Malaria-parasiten. *Zeitsch. f. Hyg.*, XXXII, 1899, p. 16.

LANGERON (M.). — Mycose d'une larve de *Culex hortensis* de Corse. *Ann. Parasit.*, VII, 1929, p. 107.

MANSON (P.). — *Tropical Diseases*, 3<sup>e</sup> édit., Cassel édit., Londres, 1903, p. 30.

MARSHALL (J. F.) et STALEY (J.). — A new observed reaction of certain species of Mosquitoes to the bites of larvae Hydrachnids. *Parasitology*, XXI, 1929, p. 158.

MAYNE (Bruce). — The nature of the « Black Spores » associated with the Malaria Parasite in the Mosquito and their Relationship to the tracheal System. *Indian Journ. Med. Res.*, XVII, 1929, p. 109, 18 fig. et 4 pl.

NEUMANN (R. O.). — Die Uebertragung von *Plasmodium præcox* auf Kanarienvögel. *Arch. f. Protist.*, XIII, 1908, p. 23.

REICHENOW (E.). — Die Entwicklung von *Proteosoma circumflexum* in *Theobaldia annulata* nebst Beobachtungen über das Verhalten anderer Vögel-plasmadium in Mücken. *Jenaische Zeitschr. f. Naturwissenschaft*, LXVII, 1932, p. 434.

Ross (R.). — Preliminary Report on the infection of birds with *Proteosoma* by the bites of mosquitoes. Nowgong, Assam, 11 octobre 1898a, in-4°, 4 pages.

— Report on the cultivation of *Proteosoma* Labbé in grey mosquitoes. *Ind. Med. Gaz.*, XXXIII, 1898b, p. 401, 448.

Ross (R.), ANNETT (H. E.) et AUSTEN (E. E.). — Report of the malaria expedition to Sierra-Leone (1899). *Liverpool school of Trop. Med.*, mémoire II, 1900.

ROUBAUD (E.). — Disparition du pouvoir infectant chez l'Anophèle paludéen, au cours de l'hibernation. *C.R. Ac. Sc.*, CLXVI, 1918, p. 264.

RUGE (R.). — *Einführung in das Studium der Malaria-krankheiten*, in-8°, p. 37, G. Fischer édit., Iéna, 1901.

STEPHENS (J. W. W.) et CHRISTOPHERS (S. R.). — The Practical Study of Malaria. *University Press*, Liverpool, 1903, p. 317.

STEPHENS (J. W. W.). — Malaria in its relation to the mosquito. *Nothnagel's Encyclopedia of Practical Medicine*, 1905.

TESTI (F.), in LÜHE (M.). — Die im Blute schmarotzenden Protozoen und ihre nächsten Verwandten. *Handbuch der Tropenkrankheiten*, III, Leipzig, 1906, p. 248.

TESTI (F.). — *Giornale medico del R. Esercito*, XVIII, 1900.

WALCH (E.). — Sur les « Black Spores » et autres corps chitinisés dans les Anophèles. *C.R. du 4<sup>e</sup> Congrès de la Far. Eastern. Ass. Trop. Med.*, 1921-1922,

WENYON (C. M.). — *Protozoology*, II, p. 923, Baillière, Tindall et Cox édit., Londres, 1926.

*Institut de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.*  
(*Directeur : Prof. E. Brumpt*).

# NOTES PROTOZOOLOGIQUES SUR LE BAS-CONGO ET LE KWANGO

Par J. SCHWETZ

Lors d'une mission parasitologique (1) dans le Bas-Congo, en 1936, nous avons examiné le sang d'animaux les plus variés : batraciens, reptiles, poissons, oiseaux, rongeurs et mammifères. En tout, plus de mille spécimens. Le résultat de ce travail fut plutôt décevant : pas de nouvelles espèces de parasites, ni même de parasites spécialement intéressants. Pourtant, il s'agissait de quelques régions neuves, c'est-à-dire non encore examinées sous ce rapport.

Nous nous bornerons, par conséquent, à énumérer les parasites sanguicoles trouvés et leurs hôtes (2), en insistant un peu plus sur les cas présentant un certain intérêt pour une raison ou pour une autre.

## REPTILES

### I. Serpents (3)

A. Rives de la rivière Kwango. — 1. Quatre *Grava tholloni* (serpents d'eau) : assez nombreuses hémogrégaries habituelles, dans trois, et rares hémogrégaries encapsulées, dans le quatrième.

2. Deux *Dendraspis jamesoni* : hémogrégaries variées : minces et larges, encapsulées et non.

3. Un *Thelothornis kirthlandi* : très rares hémogrégaries.

4. Un *Chlorophis irregularis* : nombreuses hémogrégaries encapsulées ; plusieurs « jeunes ».

B. Bas-fleuve. — 1. Deux *Gastropyxis smaragdina* (Tshela) : nombreuses hémogrégaries : longues, minces et sans capsule, chez l'un ; larges et encapsulées, chez l'autre.

(1) Mission du Fonds J. Cassel de l'Université de Bruxelles.

(2) Nous devons la détermination de nos divers animaux à MM. Schouteden et de Witte, respectivement Directeur et Conservateur du Musée du Congo Belge (Tervueren).

(3) Nous n'énumérons ici que les spécimens trouvés parasités. Plusieurs spécimens des espèces citées et surtout de plusieurs autres espèces furent trouvés indemnes d'hémogrégaries.

2. Un *Psammophis notosticus* (Boma) : nous n'avons jamais vu une aussi forte infection à hémogrégaries que chez ce serpent. Dans certains champs microscopiques (à l'immersion), il y avait 10 p. 100 de globules parasités. En moyenne : 5 p. 100. Nombreux globules avec deux parasites. Les globules parasités étaient en général hypertrophiés et pâles. Types des hémogrégaries : allongés et assez larges.

3. Deux *Python sebae*. Un à Banana et l'autre à Malela. Très nombreuses hémogrégaries du même type chez tous les deux, mais encore beaucoup plus nombreuses chez le premier.

Dans la règle, il s'agissait d'hémogrégaries courtes, trapues, encapsulées, avec un noyau bien net et foncé. Mais, dans un certain nombre d'hémogrégaries, le noyau se présentait sous forme de granulations roses éparpillées. Assez nombreuses hémogrégaries extra-globulaires ; quelques-unes encore encapsulées, mais d'autres, longues et minces et sans capsule. Vu à plusieurs reprises des globules avec des capsules vides.

Nous avons jadis décrit ces divers types d'hémogrégaries chez les serpents de Stanleyville (1). De même que précédemment dans le Congo Oriental, nous avons trouvé, dans le Congo Occidental, tantôt tel ou tel autre type chez tel ou tel autre serpent et tantôt deux différents types chez le même hôte. S'agit-il simplement de variétés morphologiques ou d'espèces différentes ? Nous nous bornerons à poser cette question ne croyant pas pouvoir la trancher.

En résumé, nous n'avons trouvé chez les serpents que des hémogrégaries. Nous faisons abstraction des « petits points » intra-globulaires, assez fréquents chez les serpents, et que l'on a décrit sous le nom de « *Cingula* ».

## II. Lézards

A. *Gerrhosaurus flavigularis nigrolineatus*. — Chez 27 spécimens de cette espèce (lézard au dos rayé), dont 25 du Kwango et 2 de Banana, nous n'avons trouvé aucun parasite sanguicole.

B. *Agama colonorum*. — 28 spécimens examinés.

1. 7 du Kwango. 5 négatifs. Chez le 6°, trouvé de rares gaméto-cytes de *Plasmodium agamæ*. Chez le 7°, trouvé de rares parasites non pigmentés, comme ceux trouvés chez les agames de Banana (voir plus loin).

(1) Les hématozoaires des serpents de Stanleyville. *Ann. de Paras.*, IX, 1931, p. 303.

2. 16 de villages Kimbemba (au bord du Fleuve Congo, région des Cataractes). 13 négatifs. Chez les 3 autres, trouvé d'assez nombreux parasites de *P. agamæ*, surtout gamétocytes, mais aussi jeunes schizontes et schizontes adultes (formes de division).

3. 5 de Banana (embouchure du Fleuve Congo). 3 négatifs. Chez les 2 autres, nous avons trouvé d'assez nombreux parasites non pigmentés reproduits dans la figure (rangée inférieure) : parasites ovalaires ne déplaçant pas le noyau et ayant la forme générale de *Lankesterella*. Mais, au lieu d'un noyau central, la chroma-



FIG. — Rangée supérieure : Corpuscules intraglobulaires de *Chamaeleon etiennii*.  
Rangée inférieure : Parasites intraglobulaires d'*Agama colonorum*.

tine se trouve à chaque extrémité, sous la forme d'une tache rose, tandis que le cytoplasme se trouve au centre, sous la forme d'une bande bleue transversale. Il ne s'agissait pourtant pas d'un artifice, tous les parasites des deux frottis provenant des deux agames ayant absolument le même aspect. Bien plus, nous avons trouvé le même parasite chez un autre *Agama colonorum* provenant du Kwango et examiné à une toute autre époque. A moins que ce soit le noyau qui est coloré en bleu, comme le croit Wenyon. En effet, le distingué protozoologiste anglais, à qui nous avons envoyé un de nos frottis, nous répondit : « *Lankesterella-like* or small hemogregarine. *Nucleus blue.* »

C. *Chamaeleon etiennii*. — 40 caméléons de cette espèce, tous provenant du Kwango, furent examinés par nous, avec un résultat

bien décevant. Chez 39, nous n'avons absolument rien trouvé d'anormal. Dans le sang d'un seul spécimen, nous avons trouvé de nombreux petits corpuscules roses intra-globulaires ressemblant un peu aux *Ægyptianella*. Ces corpuscules sont reproduits dans la figure (rangée supérieure).

*Tortues* (rives du Kwango). — Chez deux tortues terrestres (*Cinytys belliana* Gray), nous n'avons rien trouvé. Par contre, sur quatre tortues aquatiques (*Sternotherus derbianus* Gray), trois furent trouvées parasitées par des hémogrégaries.

## BATRACIENS

### I. Crapauds

Sur 12 *Bufo regularis* du Kwango, nous avons trouvé :

- a) Un *Trypanosoma karyozeukton*, chez un.
- b) Des « *Toddia buffonis* », chez un autre (corpuscules granuleux arrondis, parfois un peu plus allongés, avec bien souvent un peu de rose. Pas de cristaux).

### II. Grenouilles

1. Une *Rana occipitalis* (Boma). Nombreux *Lankesterella*.
2. Dix *Rana occipitalis* (Kwango), dont :
  - a) 2 négatives.
  - b) 4 avec *Bac. krusei* (*Cytamoeba*).
  - c) 3 avec hémogrégaries, *Lankesterella* et *Bac. krusei*.
  - d) 1 avec les mêmes trois parasites et, en plus, des *Trypanosoma rotatorium*.
3. Cinq *Rana mascariensis* (Kwango), dont :
  - a) 2 négatives.
  - b) 3 avec des hémogrégaries. Chez une grenouille, les hémogrégaries étaient très larges, presques rondes, occupant presque tout le globule.

## Poissons

Nous avons examiné — avec un résultat négatif — le sang de plusieurs Tétrodons, *Malapterurus electricus*, *Mormyrops* et divers Cyprinidés. Mais, dans le sang de deux *Clarias* sp. (*Siluridæ*), sur 11 examinés, nous avons trouvé plusieurs trypanosomes. Chez un, les trypanosomes étaient identiques à *Tr. clariæ* Montel (reproduit

dans Laveran et Mesnil). Chez l'autre, les trypanosomes étaient un peu différents.

### MAMMIFÈRES

**A. Singes.** Chez 3 *Colobus angolensis* et 2 *Cercopithecus mona* (du Kwango), nous n'avons rien trouvé. Sur 4 *Cercopithecus nictitans ascanius* (*C. schmidti*), 2 furent trouvés parasités par d'assez nombreux gamétoctyes de *Plasmodium* (« *P. kochi* »). Sur 3 *Cercopithecus cebus* (de Banana), 2 furent trouvés parasités par les mêmes gamétoctyes.

**B. Antilopes** (du Kwango).

*Tragelaphus scriptus* : assez nombreux *Trypanosoma congolense*.  
*Sylvicapra grimmii* : rares *Theileria*.

**C. Ecureuils** (de Thysville). Sur 3 *Funisciurus congicus* examinés, trouvé chez un de rares *Trypanosoma sciuri*, trypanosome décrit par nous précédemment (1).

**D. Rongeurs (Rats et Souris).** — Comme on va le voir, les hématotozoaires trouvés chez les rats et les souris furent aussi rares que peu variés, malgré le grand nombre de ces rongeurs examinés. Plus intéressante est la répartition des espèces de ces mêmes rongeurs suivant les diverses régions. Tandis que, dans le Bas-Congo proprement dit, à Banana, Boma et dans le Mayumbe, le rat domestique est *Rattus rattus*, celui du Kwango est *Mastomys coucha*. Et tandis que le *Rattus rattus* du Bas-Congo est parasité dans une forte proportion par *Trypanosoma lewisi*, nous n'avons pas trouvé un seul trypanosome chez plusieurs dizaines de *Mastomys coucha* du Kwango. Nous avons, par contre, trouvé plusieurs cas de *Grahamella*, aussi bien chez les *Rattus rattus* que chez les *Mastomys coucha*, en proportion toutefois beaucoup plus faible chez les derniers que chez les premiers.

Mais, outre *Mastomys coucha* des habitations, il existe, sur les rives du Kwango, un grand nombre de rats et de souris sauvages. Nous en avons examiné les espèces suivantes :

1. *Pelomys frater* (rat des herbes).
2. *Pelomys minor* (*idem.*).
3. *Proamys tulbergi* (rat des palmiers).
4. *Aethomys chrysophilus dollmani* (rat des marais).

(1) Trypanosomes rares de la région de Stanleyville (Congo belge). *Ann. de Paras.*, XI, 1933, p. 287.

5. *Lemnuscomys (Arvicantis) striatus* (souris striée).
6. *Steatomys pratensis* (petite souris des terriers).
7. *Lophuromys (ansogei ?)*.
8. *Taterona* sp. (Gerbille ?) (très grand rat des terriers).
9. *Oenomys bacchante*.
10. *Colomys* sp.

Des dizaines de rats et de souris appartenant à toutes ces espèces furent examinés avec un résultat négatif, avec une seule exception : chez un spécimen de *Pelomys frater*, nous trouvâmes quelques *Babesia ratti*.

### OISEAUX

Nos oiseaux examinés provenaient de deux régions différentes : de Thysville et du Kwango.

Voici le bref résumé des oiseaux positifs et des parasites trouvés :

A. *Thysville*. — Sur 30 oiseaux examinés, trouvé des hématozoaires chez les 11 suivants :

FAMILLE	ESPÈCE	HÉMATOZOAIRE
<i>Cuculidæ</i>	<i>Clamator cafer</i>	<i>Hæmoproteus</i> (nombreux).
«	«	« (rares).
«	<i>Ceutomocharis æcus intermedius</i> ..	« (rares).
«	«	« (rares).
<i>Coraciidæ</i>	<i>Chrysococcyx klaasi</i>	NOMBREUSES microfilaires.
	<i>Eurystomus afer afer</i>	1) <i>Hæmoproteus</i> (nombreux). 2) <i>Leucocytozoon</i> « ronds » (rares).
«	«	1) <i>Hæmoproteus</i> (rares). 2) <i>Leucocytozoon</i> jeunes (rares).
«	«	<i>Hæmoproteus</i> (rares).
<i>Turdidæ</i>	<i>Turdus libonyanus bocagei</i>	NOMBREUSES microfilaires grandes et petites.
<i>Pycnonotidæ</i>	<i>Atimastillas falkensteinii</i>	1) rares <i>Leucocytozoon</i> « ronds ». 2) rares microfilaires.
<i>Oriolidæ</i>	<i>Oriolus nigriennis</i>	Rares <i>Leucocytozoon</i> « ronds ».

B. Oiseaux du Kwango (provenant, la plupart, des environs de Kasongo Lunda).

Sur 53 divers oiseaux, trouvé des hématozoaires chez les 18 suivants :

FAMILLE	ESPÈCE	HÉMATOZOAIRE
<i>Aquilidæ</i>	<i>Milvus ægyptius tenebrosus</i>	<i>Hæmoproteus</i> (rares).
<i>Otididæ</i>	<i>Lissotis melanogaster</i>	Nombreux <i>Hæmoproteus</i> à tous les stades.
<i>Alcedinidæ</i>	<i>Ispidina picta picta</i>	1) <i>Hæmoproteus</i> (nombreux). 2) <i>Leucocytozoon</i> « ronds »
«	«	<i>Hæmoproteus</i> (rares).
«	<i>Halcyon chelicuti</i>	<i>Hæmoproteus</i> (rares).
<i>Bucerotidæ</i>	<i>Bycanistes sharpei</i>	1) Trypanosomes (rares). 2) Microfilaires (nombreuses).
«	<i>Tropicranus albocristatus cassini</i>	Nombreux <i>Leucocytozoon</i> « ronds ».
<i>Picidæ</i>	<i>Campethera pernista</i>	Microfilaires.
<i>Pycnonotidæ</i>	<i>Andropodus gracilis gracilis</i>	<i>Hæmoproteus</i> (rares).
<i>Muscicapidæ</i>	<i>Tchitreia viridis speciosa</i>	<i>Hæmoproteus</i> (rares).
<i>Ploceidæ</i>	<i>Nigrita bicolor brunnescens</i>	<i>Hæmoproteus</i> (rares).
«	«	Microfilaires.
«	<i>Nigrita fusconota</i>	<i>Hæmoproteus</i> (rares).
<i>Meropidæ</i>	<i>Melitophagus variegatus</i>	Microfilaires (nombreuses).
«	<i>Melitophagus pusillus pusillus</i>	<i>Hæmoproteus</i> (nombreux).
<i>Nectarinidæ</i>	<i>Cinnyris chloropygius</i>	1) Nombreux trypanosomes. 2) <i>Plasmodium elongatum</i> .
«	«	Rares gamétoctyes de <i>Plasmodium elongatum</i> .
«	<i>Cyanomitra olivacea ciphaelis</i>	Rares <i>Leucocytozoon</i> « ronds ».

### DISCUSSION

Chez les divers oiseaux, nous avons, en résumé, trouvé 5 différents parasites : *Microfilaires*, *Trypanosomes*, *Leucocytozoon*, *Hæmoproteus* et *Plasmodium*. Nous n'avons pas approfondi la détermination spécifique des microfilaires. Nous n'avons rien à dire au sujet des *Hæmoproteus*, l'hématozoaire le plus commun des oiseaux. En ce qui concerne les *Leucocytozoon*, nous avons ajouté le qualificatif « rond » entre guillemets pour dire qu'il ne s'agissait pas de *Leucocytozoon* en fuseau. Mais ils n'étaient pas ronds non plus. Ils étaient tantôt carrés, tantôt plus ou moins ovalaires, etc., etc., bref, assez polymorphes. Nous n'entrerons pas ici dans la discussion de la classification morphologique des *Leucocytozoon*.

Chez 2 *Nectarinidæ* de la même espèce (*Cinnyris chloropygius*), nous avons trouvé un *Plasmodium*. Si les *Plasmodiidæ*, contrairement aux *Hæmoproteus*, sont en général très rares chez les oiseaux africains, l'espèce trouvée chez les nectarins est encore plus rare.

Chez le premier, nous avons trouvé tous les stades : trophozoïtes, jeunes schizontes, schizontes adultes (formes de division) et gamétoctyes.

Si les trophozoïtes et les jeunes schizontes ne se distinguaient en rien des mêmes stades de tous les *Plasmodium*, les formes de division et les gamétoctyes étaient bien typiques pour *Plasmodium elongatum*, tel qu'il est figuré par Clay G. Huff (1) et par nous-mêmes (2) : formes de division petites, en éventail ou en triangle, avec 4 merozoïtes ; gamétoctyes allongés, étroits, à bords plus ou moins dentelés, situés à côté du noyau sans le déplacer.

### RÉSUMÉ

Sur un millier d'animaux les plus variés (reptiles, batraciens, poissons, mammifères et oiseaux), provenant du Bas-Congo et du Kwango et examinés en 1936, nous avons trouvé les hématozoaires suivants :

1. Chez divers serpents et les tortues aquatiques : des hémogrégarines.

(1) A malarial parasite infecting all blood and blood-forming cells of birds. *Journ. of infectious diseases*, LVII, 1935.

(2) Recherches morphologiques sur un *Hæmoproteus* spécial et deux *Plasmodium* du hibou *Syrnium nuchale* et sur deux *Plasmodium* du petit tisserin (*Brachicope anomala*). *Rivista di Malariologia*, XIV, 1935, Sez. I, n° 3,

2. Chez les lézards (*Agama colonorum*) : *Plasmodium agamæ* et un parasite non pigmenté ressemblant à un *Lankesterella*.
3. Chez un caméléon (*Chamoeleon etiennii*), des corpuscules intra-globulaires ressemblant un peu à *Cytamoeba* ou à *Ægyptianella*.
4. Chez deux *Clarias* sp., nous avons trouvé des *Trypanosoma clariæ*.
5. Chez un *Funisciurus congicus*, nous avons trouvé *Trypanosoma sciuri*.
6. Chez les *Rattus rattus* du Bas-Congo, nous avons trouvé fréquemment des *T. lewisi* et des *Grahamella*. Chez les *Mastomys coucha* du Kwango, nous n'avons trouvé que des *Grahamella*. Chez un *Pelomys frater*, nous avons trouvé des *Babesia ratti*.
7. Chez plusieurs *Cercopithecus nictitans ascanius* du Kwango et *Cercopithecus cephus* du Bas-Congo, nous avons trouvé des *Plasmodium* (*P. kochi*).
8. Chez un *Tragelaphus scriptus*, nous avons trouvé des *T. congoense* et chez une *Sylvicapra grimmii*, des *Theileria*.
9. Chez diverses espèces de plusieurs familles aviaires, oiseaux provenant de Thysville et du Kwango, nous avons trouvé les hématozoaires habituels aviaires : Microfilaires, *Hæmoproteus*, *Lenco-cytozoon* et rares trypanosomes. Mais chez deux *Cinnyris chloropygius* (*Nectarinidæ*), nous avons trouvé, outre de nombreux trypanosomes, divers stades de *Plasmodium elongatum*.

*Laboratoire de Parasitologie de l'Université de Bruxelles.*

---

SUR UNE AMIBE BUCCALE DU CHIEN  
*ENTAMOEBA CANIBUCCALIS* N. SP.

Par T. SIMITCH

Goodrich et Moseley sont les premiers à avoir signalé des amibes buccales chez le chien et le chat ; d'après eux, elles ne se différencieraient pas de l'*Entamoeba gingivalis* de l'homme. Que cette vue soit exacte, nous ne le savons pas, mais que le chien puisse être spontanément porteur d'une amibe buccale, c'est un fait indiscutable : sur 165 chiens de Skoplie, nous en avons trouvé 3 présentant dans leur salive une amibe qui se différenciait nettement de l'*Entamoeba gingivalis* de l'homme. Chez un de ces chiens, l'amibe était seule ; chez les deux autres, elle était associée à *Trichomonas canistomæ* Hegner et Ratcliff ; ces trois souches d'amibes, isolées à partir de cultures de la salive (1), ont été étudiées au point de vue morphologique et biologique.

La taille des amibes à l'état vivant varie entre 8 et 16  $\mu$  et, après coloration, entre 6 et 14  $\mu$  ; cependant, les amibes de cultures bourrées d'amidon de riz, peuvent atteindre exceptionnellement 20 et même 25  $\mu$ . La taille moyenne de cette amibe est donc beaucoup plus petite que celle d'*E. gingivalis* dans les mêmes conditions.

Chez les amibes vivantes, on distingue nettement l'ectoplasme de l'endoplasme ; à la température favorable, elles se déplacent très rapidement et, pendant la locomotion, le noyau est visible sous la forme d'un petit anneau roulant d'un bout à l'autre de l'amibe. Dans les préparations colorées, elles se présentent sous forme arrondie ou sous forme allongée, avec un gros pseudopode faisant saillie. Le noyau, rond ou ovalaire, habituellement excentrique, mesure de 2  $\mu$  à 2  $\mu$  et demi ; la membrane nucléaire est tapissée de granulations chromatiques qui, par leur taille et leur disposition, rappellent celles de l'*Entamoeba dispar* ou de la forme *minuta* de l'*Entamoeba dysenteriae* ; cependant, chez certains individus, une grande partie de la chromatine périphérique se concentre sur un arc représentant le tiers ou la moitié de la membrane

(1) Pour la technique, voir SIMITCH et KOSTITCH (ces Ann., XVI, 1938, p. 43).

nucléaire. Le caryosome, représenté par un petit granule sphérique toujours bien visible, se trouve au centre du noyau ; mais, exceptionnellement, il est sub-central. Dans l'endoplasme des amibes, colorées après absorption d'amidon de riz, on rencontre de grandes vacuoles.

Cette amibe se multiplie très facilement, surtout sur milieu gélose-ascite-Ringer, additionné d'amidon de riz ; sur ce milieu, nous avons entretenu une souche pendant 6 mois. L'amibe phagocyte les bactéries et l'amidon, mais n'absorbe pas les globules rouges



FIG. — *Entamoeba canibuccalis* de culture (dixième subculture).

quand on en ajoute. Il ne se forme pas de kystes dans ces cultures, pas plus que chez le chien expérimentalement infecté.

L'amibe de culture résiste en glacière plus de 24 heures, se différenciant ainsi très nettement de l'*Entamoeba gingivalis*.

**Expériences d'infestation.** — L'amibe, déposée à plusieurs reprises sur la gencive et les dents de deux volontaires, ne les a pas infectés, alors que l'infestation par *Entamoeba gingivalis* est facile.

Dans une deuxième série d'expériences, l'amibe de culture n'a pu infecter trois jeunes chiens, ni un jeune loup, qui se sont, également d'ailleurs, montrés réfractaires à l'*Entamoeba gingivalis* de l'homme. Par contre, nous avons infecté du premier coup un vieux chien, et, à partir de celui-ci, un deuxième chien, également âgé.

Il résulte de cela que l'amibe buccale du chien, aussi bien que le *Trichomonas*, doit se rencontrer exclusivement chez les individus

adultes ; que cette amibe du chien ne peut infecter l'homme ; que l'*Entamoeba gingivalis* de l'homme ne peut infecter le chien, au moins dans les conditions normales, car Hinsau a réussi à implanter cette amibe chez le chien, mais après avoir provoqué des lésions et un état inflammatoire préalable de la gencive. Quant aux inoculations de cette amibe dans l'intestin du chien, elles n'ont jamais été suivies de succès, bien que répétées à diverses reprises et sur de jeunes animaux.

On peut donc conclure que l'amibe buccale du chien est, tant morphologiquement que biologiquement, différente de l'*Entamoeba gingivalis* humaine, et doit appartenir à une espèce propre que nous nommerons *Entamoeba canibuccalis* n. sp.

MISE EN ÉVIDENCE  
DES PROTOZOAires ET DES SPIROCHETES SANGUICOLES,  
EN GOUTTE ÉPAISSE, EN PRÉSENCE D'HÉMATIES NUCLÉÉES,  
PAR LE TAUROCHOLATE DE BLEU DE MÉTHYLÈNE

Par H. SIMONS

On sait que, chez les animaux à sang froid et les oiseaux, la recherche des trypanosomes, *Haemoproteus*, *Plasmodium*, etc., dans les gouttes épaisses de sang, par les procédés usuels, est rendue extrêmement difficile, ou même impossible, parce que les hématies nucléées se colorent très intensément et, se superposant aux parasites, les cachent à l'observateur. Les parasites non endoglobulaires, comme les trypanosomes et les spirochètes, peuvent être aperçus accidentellement, mais là seulement où les hématies sont fortuitement séparées ou ne forment qu'une couche mince.

Au cours de mes recherches sur l'action de la saponine et du taurocholate de sodium sur les spirochètes et les trypanosomes, en présence des colorants d'aniline, tout en relevant dans la littérature un certain nombre d'observations complètement erronées, j'ai découvert un procédé très commode et très sûr pour mettre en évidence les protistes sanguicoles, malgré la présence des hématies nucléées.

Ce procédé repose sur le fait qu'en présence du bleu de méthylène, le taurocholate de sodium, à haute concentration dans une solution saline isotonique avec le sang, diminue considérablement la colorabilité des noyaux des hématies, tandis que le cytoplasme des leucocytes reste assez bien et celui des parasites très bien colorable. Comme principal objet d'étude, j'ai employé, grâce à l'amabilité du professeur Brumpt, le *Plasmodium gallinaceum*. J'ai examiné le sang des poulets infectés par ce parasite, soit pur, soit mélangé artificiellement avec du sang de souris infectées de trypanosomes ou de spirochètes sanguicoles.

Voici comment on procède pour la coloration des gouttes épaisses :

**Procédé N° 1.** — 1. Préparer des gouttes aussi épaisses que possible (environ 25 mm<sup>3</sup> de sang étalé sur une surface de 0,8 à 1 cm<sup>2</sup>) et les dessécher à l'air ou à 34-37°.

2. **Colorant.** — Préparer le colorant en mélangeant 2 cm<sup>3</sup> de solution à 10 p. 100 de taurocholate de sodium (Hoffmann-La Roche) dans de l'eau physiologique simple ou citratée, avec 8 cm<sup>3</sup> de solution saturée de bleu de méthylène dans le même milieu isotonique : assurer l'homogénéité du mélange en agitant fortement. On peut employer soit le bleu de méthylène médicinal, soit le bleu pour histologie ou bactériologie. Il se forme, dans le mélange, du taurocholate de bleu de méthylène, composé presqu'insoluble dans l'eau, facilement soluble dans l'alcool, graisseux et très adhérent au verre, mais assez soluble dans un excès de taurocholate de sodium, ce qui est le cas dans notre mélange.

3. **Coloration.** — Déposer, avec une pipette, 3 ou 4 gouttes du colorant sur la goutte épaisse placée bien horizontalement. Etaler le liquide en couche mince au moyen d'une aiguille ou de tout autre objet et laisser agir exactement pendant 30 secondes, mais pas plus, autrement le cytoplasme des parasites serait trop attaqué.

4. Après les 30 secondes, verser l'excès de colorant, chasser soigneusement le colorant avec un jet d'eau distillée ou d'eau ordinaire, absorber l'excès d'eau avec du papier filtre et déposer une lamelle.

5. **Examiner la préparation avec un fort objectif à sec.**

On voit immédiatement les *Plasmodium* de la poule dont le pigment ressort nettement et est toujours entouré d'une zone de cytoplasme plus ou moins étendue et intensément colorée en bleu sombre. Cette zone est très distincte des noyaux des hématies et du cytoplasme leucocytaire, colorés en bleu pâle ou incolores. Le noyau des parasites n'est pas visible, même pas en colorant ensuite par le Giemsa. On peut cependant, dans une préparation au taurocholate de bleu de méthylène bien réussie, distinguer immédiatement les gamètes volumineux des schizontes par la forme de l'aire cytoplasmique. Comme le débutant peut facilement confondre les inclusions cristalloïdes des leucocytes éosinophiles avec le pigment, il est recommandé d'employer la légère modification suivante (procédé n° 2), qui donne des préparations de plus longue conservation.

**Procédé N° 2.** — Après avoir rejeté le mélange de bleu de méthylène, et sans laver à l'eau, verser goutte à goutte, 3 ou 4 fois, en reje-

tant immédiatement le liquide à chaque fois, une solution aqueuse d'éosine à 0,5 ou 1 p. 1.000 (Eosin wasserloeslich, gelblich de Gruebler, Leipzig). Différencier ensuite goutte à goutte, par un mélange à parties égales de glycérine et d'eau ordinaire, jusqu'à ce que le liquide coule à peine rosé. Absorber l'excès de liquide avec du papier filtre et déposer une lamelle que l'on peut luter. Les préparations ainsi obtenues sont particulièrement bien contrastées et les granulations éosinophiles des leucocytes se distinguent admirablement du pigment noir des parasites. Dans le sang périphérique d'un poulet, même très fortement infecté, je n'ai encore jamais observé de pigment dans les leucocytes.

Bien que cette méthode ne permette pas de mettre en évidence les noyaux des parasites, sa grande utilité pour les recherches de morphologie, de biologie et de thérapeutique est évidente. Grâce à elle, on a la possibilité de s'assurer que de grandes séries d'animaux à sang froid ou d'oiseaux ne sont pas porteurs d'infections naturelles à hémosporidies, avant de les inoculer avec une souche parasitaire pure. De plus, au cours des expériences de chimiothérapie, on peut savoir, en quelques minutes, s'il y a encore quelques plasmodes d'oiseaux en circulation dans le sang périphérique. Par exemple, pour une poule infectée avec le *Plasmodium gallinaceum*, chez laquelle, avec l'objectif à immersion, on n'avait trouvé, en frottis, aucun parasite dans 50 champs, j'ai pu, dans plusieurs gouttes épaisses et en quelques minutes, ou même souvent instantanément, trouver 1 ou 2 parasites avec un fort objectif à sec. On doit prendre comme règle de chercher toujours le pigment si facile à voir et de mettre au point le cytoplasme avec l'objectif à immersion.

**Trypanosomes.** — Avec ce nouveau procédé, les trypanosomes sont de même faciles à trouver en présence des hématies nucléées. Faute de matériel, j'ai utilisé un mélange artificiel de sang de poule et de sang de souris inoculée avec le trypanosome du mal de Caderas. Le cytoplasme présente des granulations bleues, le noyau apparaît comme une vésicule claire, dans laquelle on voit presque toujours un nucléole central ou excentrique ; la membrane nucléaire est très nette. La membrane ondulante n'est pas colorée, mais ses contours sont bien visibles.

**Spirochètes.** — On voit très bien leur forme et ils sont nettement colorés en bleu, mais, de même que pour les trypanosomes, la coloration n'est jamais aussi intense que pour les plasmodes.

**Remarques.** — 1. Pour les trypanosomes et les spirochètes, on ne peut employer que le procédé n° 1.

2. La grande avidité du cytoplasme des plasmodes pour le taurocholate de bleu de méthylène pourrait être très utile au cours des recherches sur la chimiothérapie. En effet, on peut admettre que la différence dans la colorabilité du cytoplasme serait plus nette avec cette méthode qu'avec le Giemsa. Malheureusement, les circonstances ne m'ont pas permis d'étudier ce sujet.

**Procédé N° 3.** — Dans le cas où on doute de la nature d'un parasite d'animal à sang froid ou d'oiseau (animal ou parasite nouveau), il peut être très important de savoir si ce parasite est extra ou intraglobulaire. Là encore, le taurocholate de bleu de méthylène rend de grands services. On fixe incomplètement, on laisse se produire une légère lyse par l'action du mélange de colorant et de taurocholate et on différencie par le taurocholate pur.

Voici comment on procède :

1. *Fixer* les gouttes épaisses pendant une minute au plus dans l'alcool méthylique. Il n'est pas nécessaire d'employer un produit pur, l'alcool méthylique « technique » suffit parfaitement.

2. *Chasser* avec précaution l'alcool par un jet de pissette d'eau ordinaire. Rejeter l'excès d'eau et sécher le pourtour de la préparation avec du papier filtre.

3. *Colorer* par le taurocholate de bleu de méthylène comme dans le procédé n° 1.

4. *Laver* à l'eau, etc., comme dans le procédé n° 2.

5. *Différencier* en 15 à 20 secondes, en faisant tomber une à une 4 gouttes de solution à 10 p. 100 de taurocholate de sodium dans l'eau physiologique.

6. *Rejeter* le liquide et verser goutte à goutte une solution d'éosine comme dans le procédé n° 2.

On doit voir très distinctement les noyaux incolores ou presque incolores des hématies sur lesquels tranchent le pigment et le cytoplasme bleu des hémosporidies.

**Procédé N° 4.** — On obtient les plus beaux résultats, quand on a le temps, au moyen du taurocholate de bleu de méthylène à l'état naissant.

Colorer d'abord les gouttes épaisses par la méthode panoptique de Pappenheim (May-Grünwald-Giemsa). Le Giemsa doit agir pendant 30 minutes ; après lavage à l'eau distillée, appliquer les temps 5 à 6 du procédé n° 3. Le taurocholate de bleu de méthylène à l'état naissant, provenant du bleu de méthylène du colorant de

Giemsa, est immédiatement fixé par le cytoplasme des hémosporidies, tandis que les noyaux des hématies sont complètement, ou presque complètement, décolorés. Les propriétés cytolytiques, déjà connues, de la solution concentrée de taurocholate de sodium [Neufeld et v. Prowazek (1907), Neufeld et Haendel (1908)] jointes à l'action éclaircissante de la glycérine, permettent, avec les procédés 3 et 4, d'examiner des gouttes épaisses de 30 à 40  $\mu$ , faites avec du sang à hématies nucléées. Avec les procédés 1 et 2, la forme des hématies n'est pas conservée, mais on peut examiner des gouttes de 80  $\mu$  d'épaisseur. Dans tous les cas, il faut employer, pour l'éclairage, une source lumineuse puissante.

La solution à 10 p. 100 de taurocholate de sodium dans l'eau physiologique peut se conserver plusieurs semaines à la glacière. Il est cependant bon de n'en préparer à la fois que 5 à 10 cm<sup>3</sup>, à moins qu'on ait à colorer un grand nombre de préparations. Le mélange taurocholate-bleu de méthylène paraît pouvoir se conserver plusieurs mois. Il se forme souvent à la surface une pellicule constituée par le sel colorant non dissous. Il n'est pourtant pas nécessaire de filtrer, car, lorsqu'on travaille correctement, il ne se produit jamais de précipités gênants dans les préparations.

Malgré le prix élevé du taurocholate de sodium, ces quatre procédés peuvent être utilisés dans tous les laboratoires, car chaque préparation ne revient qu'à quelques centimes.

Je tiens, en terminant, à remercier le professeur Brumpt de l'aimable hospitalité qu'il a bien voulu m'accorder dans son laboratoire, le D<sup>r</sup> Langeron de ses judicieux conseils et la Maison Hoffmann-La Roche du don généreux d'une grande quantité de taurocholate de sodium.

#### BIBLIOGRAPHIE

NEUFELD (F.) et HAENDEL. — Beiträge zur Kenntnis der Wirkung verschiedener blutlösender Gifte, insbesondere des taurocholsäuren Natriums und der Seife. *Arb. kaiserl. Gesundheitsamt*, XXVIII, 1908, p. 572-584.  
 NEUFELD (F.) et v. PROWAZEK. — Ueber die Immunitätserscheinungen bei der Spirochaetoseptikämie der Hühner und über die Frage der Zugehörigkeit der Spirochäten zu den Protozoen. *Arbeiten kaiserl. Gesundheitsamt*, XXV, 1907, p. 494-504.

## SUR UN PROTOPHYTE PARASITE INTESTINAL DE POISSON MARIN

Par G. LAVIER

Le curieux entophyte qui fait l'objet de cette note a été rencontré au cours d'un séjour en avril 1935 au Laboratoire Arago à Banyuls, alors que je recherchais systématiquement des flagellés intestinaux de poissons marins. Je l'ai observé chez les deux individus de *Mugil chelo* Cuv. et Val. que j'ai eus à ma disposition et chez eux seulement. Au cours de l'examen à frais du contenu intestinal de ces poissons, j'avais noté sa présence, mais sans pouvoir juger ni de sa nature ni même de sa qualité de parasite ; comme le mucus, dans les deux cas contenait de nombreux *Hexamita mugilis* (cf. Lavier, 1936), j'effectuai immédiatement un certain nombre de frottis que je fixai au liquide de Bouin et colorai plus tard par l'hématoxyline ferrique. En recherchant les flagellés dans les préparations je retrouvai mon protophyte et pus alors en reconnaître la nature parasitaire. Ces circonstances expliquent que, mon attention n'ayant pas été immédiatement attirée sur lui, je n'aie pas procédé à des colorations vitales et à des fixations spéciales qui eussent permis d'en préciser la cytologie ; de là viennent les lacunes qu'on trouvera malheureusement dans cette étude et qu'un matériel nouveau seul permettrait de combler. Mais pour incomplètes que soient les données que m'ont fournies mes préparations, elles montrent que cet organisme occupe une place spéciale parmi les Schizophytes et soulève un intéressant problème d'affinités.

**Morphologie et évolution.** — A frais, il se présentait sous forme de filaments claviformes ou en croissants très allongés, entourés d'une gaine hyaline mince mais facile à observer (fig. 2) et formés d'articles successifs plus ou moins réfringents, de largeur variable suivant leur position mais plus larges que longs. La taille de ces filaments était fort variable; quand ils étaient courts, on pouvait nettement constater leur aplatissement; dans des filaments plus longs, la mise au point du microscope montrait que vers l'extrémité distale, l'article s'incurvait dans le sens transversal, pliant ses deux bords latéraux, transformé ainsi en une sorte de gouttière

très aplatie, comme si, devenu trop large pour un contenant rigide, il n'avait que cette manière de prendre toute son expansion latérale. Plusieurs de ces filaments présentaient des mouvements lents de latéralité qui paraissaient bien être actifs. Je n'ai pas alors observé la fixation du protophyte ; pour les raisons que j'ai dites plus haut, d'ailleurs, mon observation à frais a été courte.

Dans les frottis fixés et colorés, les filaments sont nombreux, mesurant de 8 jusqu'à 150  $\mu$  environ de longueur. Sur des placards épithéliaux restés collés à la lame, on peut observer leur fixation qui se fait souvent par véritables touffes à la surface des cellules intestinales mettant ainsi hors de doute leur nature parasitaire ou tout au moins saprophytique (fig. 1). L'épithélium ne manifeste d'ailleurs aucune altération apparente.

Le cône de fixation qui reste incolore, mais dont le contour apparaît en négatif dans le frottis, a sa base appliquée à l'origine du filament ; sa pointe plonge probablement dans le plateau épithelial comme c'est le cas chez l'*Anisomitus denisi* Grassé du canard, mais l'absence de coupes ne me permet pas d'être affirmatif à cet égard. La gaine facilement visible à frais n'est plus observable avec certitude ; sans doute a-t-elle souffert du fixateur. Quant aux articles qui composent le filament, leur aspect varie avec l'âge et, à ce point de vue, grands et petits filaments ou extrémité proximale et extrémité distale du même peuvent présenter de notables différences.

Les filaments jeunes montrent à leur extrémité proximale des articles très courts pouvant mesurer moins d'un  $\mu$  de longueur sur 1  $\mu$  en moyenne de largeur, mais tandis que la largeur s'accroît ensuite rapidement pour atteindre environ 3  $\mu$  vers le 10<sup>e</sup>-12<sup>e</sup> article, la longueur ne croît que lentement ; elle n'est d'ailleurs jamais guère supérieure à 2  $\mu$ . Une membrane très facile à observer revêt extérieurement l'ensemble des articles. Ceux-ci présentent des affinités chromatiques très variables ; çà et là des cloisons transversales sidérophiles montrant le mode d'accroissement du protophyte sont mises en évidence ; l'aspect rappelle alors beaucoup celui des Oscillatoriées. Le contenu des articles paraît finement granuleux et homogène, mais il faut bien dire que la technique des frottis n'est pas de celles dont on peut attendre de grandes précisions cytologiques, de sorte qu'il est impossible de dire s'il y a un corps central ou une chromatine diffuse (fig. 3, 4, 6).

Par la suite, l'article continuant à augmenter transversalement sans que, pour autant, le filament s'élargisse, se replie sur ses deux bords latéraux ; l'examen soigné des préparations est en

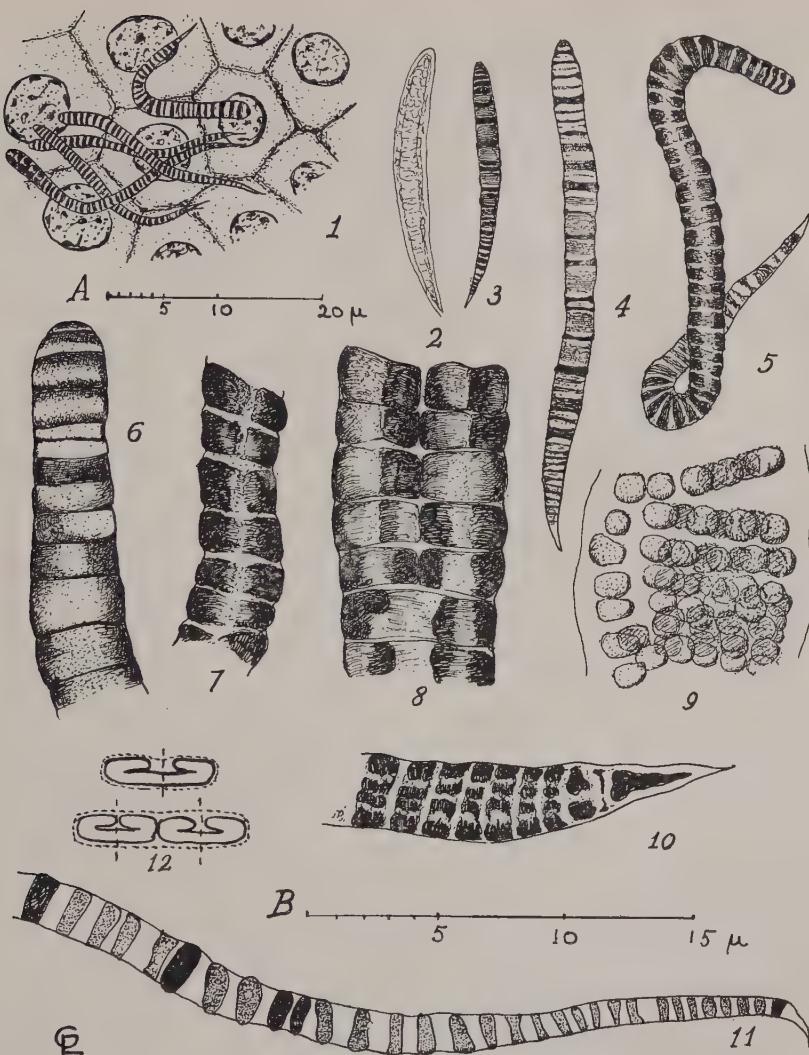


FIGURE. — *Anacamptothrix intestinalis* n. g., n. sp. de *Mugil chelo*. 1, placard épithéial avec filaments jeunes fixés à la surface ; 2, un filament vu à frais (croquis) ; 3, 4, 5, divers filaments ; 6, extrémité distale d'un filament encore relativement jeune ; 7, portion d'un filament déjà âgé où les articles se replient en gouttière ; 8, portion d'un filament âgé : division des articles et repli de chacune des moitiés ; 9, conidies ; 10, extrémité proximale d'un filament avec division des articles ; 11, filament à articles très espacés ; 12, schéma montrant en haut le repli de l'article, en bas le repli des deux moitiés après division. 1, 3, 4, 5 et 11 à l'échelle A ; 6, 7, 8, 9, 10 à l'échelle B.

cela bien d'accord avec les renseignements obtenus sur le frais ; on a un article simple incurvé en gouttière et pas, ou du moins pas encore de division dans le sens axial comme on pourrait le croire à première vue. Le même article se présente ainsi sur deux plans (voir schéma 12) ; le filament n'a plus alors l'aspect de ruban plat auquel les hasards du frottis peuvent imprimer des plis rigides à angles aigus ; son épaisseur accrue le rend sinueux (fig. 5). Nombreux sont les filaments où l'on voit cette transformation se faire à partir d'un nombre d'ailleurs assez variable d'articles.

Plus loin dans le filament, on pourra voir la division de l'article incurvé se réaliser véritablement au niveau de l'axe longitudinal, et l'accroissement dans le sens transversal continuant toujours, les deux régions qui se sont séparées glissent l'une contre l'autre en se repliant et l'on a alors deux gouttières accolées, situées au même niveau (fig. 8, 12). Tout à l'extrémité des vieux filaments, ce processus de division des articles va aboutir à la formation de spores sphéroïdales mesurant à peine plus d'un  $\mu$  de diamètre (fig. 9). Il semble que chaque article en fournit deux rangées de 8 à 12 environ réparties sur deux plans. Ce sont des exospores provenant de la fragmentation du thalle par division, mais à proprement parler suivant deux dimensions seulement : transversale et sagittale puisque la couche profonde ne dérive pas de la superficielle par division mais par repli seulement. Ces spores ne paraissent pas posséder de parois résistantes ; il est vraisemblable que, libérées par rupture de la membrane générale du filament et de la gaine, elles sont susceptibles de reproduire de nouveaux filaments.

Peut-être y a-t-il d'autres modes de reproduction ; j'ai rencontré en effet quelques filaments (fig. 11) dont les articles très éloignés les uns des autres avaient une tendance nette à condenser leur cytoplasme et il est permis de se demander si de tels éléments libérés ne seraient pas susceptibles de donner naissance à des individus nouveaux. Il n'est pas impossible, d'autre part, qu'un fragment détaché d'un filament puisse se fixer à nouveau pour continuer en un autre point sa vie végétative. Cela expliquerait l'aspect de la figure 10 où l'on voit les premiers articles d'un filament présenter la division longitudinale qui ne s'observe d'habitude que dans la partie distale des individus ; à noter aussi que le cône de fixation y est remarquablement chromatophile. Il est vrai qu'une autre explication pourrait être fournie par une progression basipète de la division longitudinale plus rapide que l'accroissement du filament dû à la division transversale et qui lui permettrait ainsi d'atteindre jusqu'à la cellule initiale elle-même.

**Position systématique.** — Tels sont les aspects divers que j'ai pu observer et qui se rapportent bien à un seul et même entophyte que je nommerai *Anacamptothrix intestinalis* n. g., n. sp.

Il n'y a pas de doute qu'il ne s'agisse d'un Schizophyte, mais il reste à en préciser les affinités.

Il est un protophyte auquel on songe tout de suite, c'est celui qu'Engler a décrit en 1882 sous le nom de *Beggiatoa multisepata* et pour qui il a créé l'année suivante le genre *Phragmidiothrix*. C'est une bactérie filamentueuse marine qu'il avait rencontré dans la baie de Kiel vivant en épiphyte sur *Gammarus locusta* sur qui il forme de petites taches blanches. Les filaments ont jusqu'à 100  $\mu$  de longueur sur 3 à 12 de largeur; il y a une gaine très mince, à peine visible; la cellule est d'abord cylindrique puis se replie; elle présente une multiplication par « conidies » provenant par division dans les trois plans de cellules végétatives. Hansgirg (1891) n'accepta pas le genre *Phragmidiothrix* et le fit entrer dans le genre *Crenothrix*, mais en subdivisant toutefois ce genre en deux sections *Phragmidiothrix* pour les formes marines et *Eucrenothrix* pour les formes d'eau douce; pour lui, l'espèce d'Engler n'était pas différente de celle qu'il avait lui-même établie en 1890 sous le nom de *Crenothrix marina*. Migula maintint toutefois en 1894 le genre d'Engler et précisa l'année suivante que, bien que, sans doute proche de *Crenothrix marina*, il valait mieux le conserver jusqu'à nouvelle étude. Celle-ci, malheureusement, n'a jamais été faite et si, par la suite un grand nombre d'auteurs (Chester, Kendall, Smith, Migula, etc...,) redonnent ce genre, ils ne font que reproduire la diagnose d'Engler. Quant au genre *Crenothrix*, ramené à l'unique espèce *C. polyspora* Cohn, il présente une gaine épaisse souvent brunie par l'oxyde de fer et des cellules cylindriques qui se divisent dans les trois plans pour donner des conidies (microconidies et macroconidies).

Notons que notre entophyte s'évase beaucoup moins que ces organismes, sa largeur dans les parties les plus âgées des filaments, celles qui contiennent les spores, ne dépassant guère 7 à 8  $\mu$ ; qu'il présente une gaine mince, des cellules non cylindriques mais aplatis. Enfin, s'il présente des « conidies », et c'est peut-être là l'affinité la plus frappante, nous avons vu que le mécanisme de formation en était différent et que la division des cellules végétatives ne se fait en réalité que suivant deux plans. La parenté qui, à première vue paraissait grande diminue à l'examen attentif.

D'autre part, les jeunes filaments évoquent irrésistiblement des affinités avec les Cyanophycées. On connaît, parmi celles-ci, de

nombreuses Oscillospiracées, dépourvues de pigment, adaptées à la vie parasitaire ou saprophytique ; mais elles ne se fixent pas, elles ne forment pas d'exospores, mais au contraire des endospores et là encore la parenté s'estompe.

L'absence d'ailleurs de documents cytologiques ne permet pas d'espérer actuellement préciser cette question ; notre protiste ne pourra ainsi prendre qu'une place d'attente dans le groupe vague des entophytes filamenteux à statut encore indéterminé, si intéressants et cependant si mal connus.

### BIBLIOGRAPHIE

BUCHANAN (R. E.). — *General Systematic Bacteriology*. Baltimore, 1925, p. 423.

ENGLER (A.). — Ueber die im Kieler-Hafen in dem sogenannten « todten Grund » vorkommende Pilzformen. *Verhandl. bot. Ver. Branderb.*, XXIV, 1882, p. 17.

— Ueber die Pilz-Vegetation des weissen oder todten Grundes in der Kieler Bucht. *IV. Bericht der Comm. zur wissenschaft. Unters. der deutschen Meere in Kiel für 1877 bis 1881*, 1883 Abt. I, p. 187.

GRASSÉ (P. P.). — *Anisomitus denisi* n. g., n. sp., schizophyte de l'intestin du canard domestique. *Ann. Parasitol. hum. et comp.*, III, 1925, p. 343.

HANSGIRG (A.). — Ueber die Bacteriaceen-Gattung *Phragmidiothrix* Engler und einige *Leptothrix*-Arten. *Bot. Zeit.*, XLIX, 1891, p. 313.

LANGERON (M.). — Les Oscillariées parasites du tube digestif de l'homme et des animaux. *Ann. Parasitol. hum. et comp.*, I, 1923, pp. 75 et 112.

LAVIER (G.). — Sur quelques Flagellés intestinaux de poissons marins. *Ann. de Parasitol. hum. et comp.*, XIV, 1936, p. 278.

MIGULA (W.). — Ueber ein neues System der Bakterien. *Arb. bact. Inst. Karlsruhe*, I, 1894, p. 235.

— Schyzomycetes in Engler et Prantl, *Natürl. Pflanzen Famil.*, 1895, p. 20.

— *System der Bakterien*, II, Jena, Fischer, 1900, p. 1034.

— Allgemeine Morphologie, Entwicklungsgeschichte, Anatomie und Systematik der Schizomycten in Lafar *Handbuch der technischen Mykologie*, 2<sup>e</sup> éd., 1904, p. 145.

*Institut de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris (Directeur : Prof. E. Brumpt) et Laboratoire de Zoologie et Parasitologie de la Faculté de médecine de Lille (Directeur : Prof. G. Lavier).*

---

## REVUE CRITIQUE

---

### QUELQUES RÉFLEXIONS ET SUGGESTIONS POUR UNE FUTURE CLASSIFICATION DES TRYPANOSOMES PATHOGÈNES DE L'AFRIQUE CENTRALE

Par J. SCHWETZ

**Historique.** — Quand on compare les diverses études sur les trypanosomoses de l'Afrique Centrale, on peut distinguer deux périodes successives de tendance différente et même opposée : première période, ascendante et analytique ; deuxième période, descendante et synthétique.

Les premiers trypanosomes pathogènes centre-africains décrits furent *T. gambiense* (trypanosomose humaine) et *T. dimorphon* (trypanosomose animale). On sait d'ailleurs que ce dernier, *T. dimorphon* de Dutton et Todd, ne se rapportait en réalité pas à une seule espèce, mais à au moins deux espèces, c'est-à-dire à une infection mixte (probablement *T. congolense* et *T. vivax*). Peu à peu, de nouveaux chercheurs précisèrent la morphologie de ces espèces et décrivirent de nouveaux trypanosomes, morphologiquement distincts des précédents. Parmi ces nouveaux trypanosomes, nous signalerons avant tout *T. congolense* et *T. cauzalboui*. C'est ainsi que, dans le *Traité* classique de Laveran et Mesnil (1912), nous trouvons déjà un assez grand nombre d'espèces de trypanosomes pathogènes africains. Il y a à peu près le même nombre d'espèces dans le *Traité* de Knuth et du Toit (1921). Mais ces derniers auteurs mettent déjà en synonymie, ou du moins font passer au rang de variétés, plusieurs espèces admises par les auteurs précédents. La description de nouvelles espèces continue et bientôt on s'aperçoit qu'il ne s'agit nullement de types nouveaux, mais de synonymies. Dans le *Traité de Protozoologie* de Wenyon (1926), on trouve déjà beaucoup moins d'espèces que dans les deux *Traités* précédents. Après

une période analytique, on est donc entré dans une période synthétique, en réunissant divers trypanosomes et en diminuant par conséquent leur nombre.

D'autre part, depuis 1926, on a quand même continué à décrire de nouvelles espèces de trypanosomes pathogènes de l'Afrique Centrale.

Où en sommes-nous maintenant ? Quelle classification faut-il adopter et existe-t-il à présent une classification définitive, ou du moins une classification moderne ?

Déjà, Laveran et Mesnil ont insisté sur les difficultés de cette classification. « La classification des trypanosomes des mammifères présente de sérieuses difficultés, en raison des ressemblances morphologiques de trypanosomes appartenant à des espèces distinctes, et des aspects différents que peut présenter, au contraire, un même trypanosome. » C'est pour cela qu'ils eurent recours à la division des trypanosomes en « groupes ». Et c'est ainsi qu'ils divisèrent les trypanosomes pathogènes de l'Afrique Centrale en trois groupes.

1. Trypanosomes chez lesquels le flagelle a toujours une partie libre : *T. brucei*, *T. cazalboui*.

2. Trypanosomes chez lesquels le flagelle ne présente pas de partie libre : *T. dimorphon*, *T. congolense*, *T. nanum*, *T. pecorum*.

3. Trypanosomes ayant des formes à flagelle libre et des formes sans flagelle libre : *T. pecaudi*, *T. gambiense*, *T. rhodesiense*.

Ils se bornent à mentionner, en passant, comme espèces douteuses ou insuffisamment connues : *T. suis*, *T. montgomeryi*, *T. caprae* et *T. uniforme*.

Cette classification est donc basée sur la présence ou l'absence d'une partie libre du flagelle et peut être ramenée à deux groupes : trypanosomes *monomorphes* et trypanosomes *polymorphes*. La classification de Laveran et Mesnil présente le désavantage de mettre dans le même groupe des trypanosomes pourtant morphologiquement bien distincts et notamment *T. brucei* et *T. cazalboui*, et de mettre, par contre, dans un autre groupe, *T. gambiense* et *T. pecaudi*, morphologiquement identiques à *T. brucei*.

C'est pour cela que Knuth et Du Toit proposent une classification de tous les trypanosomes énumérés d'après le cycle évolutif chez la glossine, classification basée sur les remarquables études de Roubaud. C'est celle qui a été adoptée et perfectionnée par Wenyon dans son classique *Traité de Protozoologie* (1923). Tous les trypanosomes pathogènes africains sont ainsi divisés en trois groupes :

I. Evolution dans l'estomac, la trompe et les glandes salivaires *T. brucei* (*T. rhodesiense*, *T. pecaudi*), *T. gambiense*.

II. Evolution dans l'estomac et la trompe : *T. congolense* (*T. nanum*, *T. pecorum*), *T. simiae*.

III. Evolution uniquement dans la trompe : *T. vivax* (*T. cauzalboui*), *T. uniforme*, *T. caprae*.

On remarquera que cette classification évolutionniste correspond plus ou moins à la classification morphologique de Laveran et Mesnil : trypanosomes polymorphes, trypanosomes monomorphes sans flagelle libre et trypanosomes monomorphes avec flagelle libre. Mais, comme on le voit, Wenyon a, pour ainsi dire, synthétisé cette classification, en faisant tomber en synonymie un certain nombre d'anciennes espèces. Le *T. dimorphon* de Laveran et Mesnil n'est même pas mentionné. Le *T. cauzalboui* devient, chez lui, un simple synonyme de *T. vivax*. Wenyon a toutefois conservé, parmi les trois groupes, quelques trypanosomes comme individualités ou espèces spéciales, notamment *T. simiae* (dans le groupe *congolense*), *T. uniforme* et *T. caprae* (dans le groupe *vivax*).

**Recherches personnelles.** — Nous étant occupé au Congo, pendant plusieurs années, des diverses trypanosomoses animales, celles du porc comprises, nous fûmes frappés par certaines constatations qui ne concordaient pas avec les descriptions classiques et actuellement admises.

**1. Groupe du Trypanosoma congolense.** — D'autre part, nous avons constaté, à côté du *T. congolense* typique et classique, tel qu'il avait été décrit par Broden, un trypanosome lui ressemblant à tous les points de vue, mais plus long et plus mince, identique à celui décrit par Laveran sous le nom de *T. dimorphon*.

Certes, le nom de « *dimorphon* », donné par Laveran à ce trypanosome, était plutôt malheureux et donnait lieu à confusion, mais l'existence de la forme mince et longue de *T. congolense* est indéniable. Dans certaines régions, ce n'est qu'à cette forme que l'on a affaire.

Il ne s'agit, peut-être, que d'une variété morphologique de *T. congolense*, variété plus grande, au même titre que *T. pecorum* et *T. nanum*, qui ne sont que des variétés plus petites, et qu'il faut, par conséquent, supprimer de la nomenclature. Mais alors, pourquoi conserver le nom de *T. simiae* qui, d'après sa description par Bruce, n'est qu'un *T. congolense* un peu plus grand ? D'ailleurs, comme nous allons le voir, le groupe de *T. congolense* est très compliqué.

**2. Trypanosomoses du porc.** — C'est surtout l'étude des trypanosomoses du porc qui nous a démontré que la classification morphologique actuelle devait être modifiée. Nous disons *des trypanosomoses du porc*, parce qu'il en existe deux : une forme chronique peu virulente et une forme suraiguë et fatale. Cette dernière avait été signalée pour la première fois par Ochmann, en 1905 (sous le nom de *T. suis*), mais il a donné une description trop sommaire du trypanosome trouvé.

En 1912, Bruce et ses collaborateurs isolèrent de la *Glossina morsitans* un trypanosome très virulent pour le porc et le nommèrent *T. simiae*. D'après leur description, il s'agit en somme d'un *T. congolense*, mais plus grand que le *T. congolense*-type. En 1923, Walravens signala une trypanosomose porcine suraiguë provoquée par un trypanosome monomorphe, long et mince avec une membrane ondulante peu plissée, un long flagelle libre, et un blépharoplaste latéral. Ce trypanosome, ne ressemblant à aucun autre, il lui donna un nom spécial (*T. rodhaini*). On sait que la spécificité de ce trypanosome provoqua des doutes : les uns (Hornby) crurent qu'il s'agissait de *T. uniforme* et d'autres (Wenyon) de *T. vivax*.

Comme nous verrons tout à l'heure, il y avait un « détail » dans le trypanosome de Walravens qui ne devait pas le faire confondre avec les trypanosomes du groupe *vivax*.

De 1928 à 1933, nous avons eu l'occasion d'étudier plusieurs cas de trypanosomose virulente du porc, en même temps que la forme habituelle, chronique. Notre étude a été longue et compliquée, parce que nos constatations ne correspondaient pas aux règles admises et nous rendaient bien perplexe. Ce n'est qu'après de longues recherches et après avoir soumis notre matériel à plusieurs spécialistes que nous nous sommes décidé à publier peu à peu nos constatations avec nos conclusions.

Nous nous bornerons à les rappeler ici brièvement.

Dans les divers cas de trypanosomose habituelle, chronique, du porc, il s'agissait toujours de *T. congolense*. Parfois, dans les cas très chroniques, nous trouvions également des « *T. montgomeryi* » (c'est-à-dire de très gros *T. congolense*). Dans la trypanosomose aiguë, par contre, les trypanosomes, toujours très nombreux, frappaient par leur longueur et leur minceur relative. Les divers détails morphologiques de ces trypanosomes variaient, non seulement d'un cas à l'autre, mais même d'un trypanosome à l'autre dans le même cas, ce qui nous embarrassait évidemment au début de notre étude et nous empêchait de mettre une étiquette spécifique sur ce bizarre trypanosome. Ainsi, nous trouvions des spécimens

ressemblant, ou même identiques, au trypanosome décrit par Walravens, c'est-à-dire très minces et longs, avec un assez long flagelle libre ; d'autres, un peu plus courts et un peu plus gros, avec un flagelle libre très court ; d'autres encore, ressemblant au trypanosome décrit par Bruce et collaborateurs sous le nom de *T. simiae*, c'est-à-dire des *T. congolense* un peu plus longs, et d'autres enfin, en très petit nombre, il est vrai, comme de vrais *T. congolense*.

Mais, si différents que fussent tous ces trypanosomes, un seul détail morphologique leur était invariablement commun : c'était le *blépharoplaste marginal*, « comme accolé à la paroi », suivant l'expression de Broden, c'est-à-dire le signe distinctif de *T. congolense*. Et c'est ce signe spécifique qui nous a empêché dès le début de confondre même les longs trypanosomes ayant un flagelle libre avec *T. vivax*, resp. *T. uniforme*.

Nous n'entrerons pas ici dans la discussion de la détermination de nos divers trypanosomes porcins, discussion exposée par nous dans diverses études déjà publiées, et nous nous bornerons ici aux conclusions tirées.

Dans la trypanosomose chronique, il s'agit du vrai *T. congolense*, *T. montgomeryi* n'étant qu'une variété morphologique, que l'on trouve parfois également chez d'autres animaux atteints de trypanosomose chronique à *T. congolense*.

Mais, dans la trypanosomose suraiguë du porc, il s'agit d'une espèce spéciale du groupe *congolense*, espèce distincte aussi bien biologiquement que morphologiquement du *T. congolense sensu stricto* : biologiquement, par sa virulence spécifique pour le porc ; morphologiquement, par son polymorphisme le distinguant aussi bien du *T. congolense*-type que de toutes les espèces, ou variétés, de ce groupe.

Notre « nouveau » trypanosome englobe ainsi les formes décrites sous les noms de *T. simiae*, *T. rodhaini* et même quelques rares formes ressemblant à *T. congolense*, mais surtout des formes intermédiaires entre « *T. simiae* » et « *T. rodhaini* ».

Ce trypanosome a encore ceci de particulier qu'il n'est polymorphe que chez le porc : transmis aux ovidés et aux capridés, il devient monomorphe et correspond à la description de *T. simiae* (1). Bien plus, au début de l'infection, notre trypanosome ressemble à un *T. congolense*-type et ce n'est que plus tard, lors de sa multiplication extraordinairement rapide, qu'il s'allonge et se polymorphise...

Appelé d'abord par nous *T. porci*, son nom fut changé ensuite

(1) Qui a d'ailleurs été décrit d'après les trypanosomes trouvés chez la chèvre et le singe et non pas chez le porc...

par nous-même en *T. suis*, pour des raisons que nous avons exposé ailleurs. Mais ce qui est à retenir ici, c'est :

1. Que le groupe *T. congolense* contient également un trypanosome polymorphe. Ce groupe n'est donc pas monomorphe dans le sens qu'on lui avait attribué précédemment.

2. Que parmi les trypanosomes du groupe *congolense* nous trouvons également des spécimens avec un flagelle libre. L'absence de flagelle libre n'est donc pas un signe spécifique de ce groupe.

3. Que, si variés que soient les divers trypanosomes du groupe *congolense*, tous sont caractérisés par la position latérale de leur blépharoplaste, vrai signe distinctif de tout le groupe, le distinguant du groupe *T. vivax-cazalboui*, où le blépharoplaste est toujours terminal ou sub-terminal, mais jamais latéral, et du groupe *T. brucei* (groupe « polymorphe »), où la position du blépharoplaste est variable : tantôt plus ou moins terminal et tantôt plus ou moins latéral.

**3. Groupe du Trypanosoma vivax.** — Si nous passons à présent au groupe *T. vivax*, nous constatons ceci :

Comme nous venons de le dire, *T. capræ* n'est qu'un synonyme de *T. cazalboui sensus stricto*. *T. uniforme* est une variété plus petite du même *T. cazalboui sensu stricto*.

Chez tous deux, l'extrémité postérieure est bien arrondie et le blépharoplaste bien terminal. *T. vivax sensu stricto* se distingue de *T. cazalboui sensu stricto*, par sa longueur plus grande, par son extrémité postérieure un peu pointue et, partant, par son blépharoplaste quelquefois un peu moins terminal. On connaît le polymorphisme du groupe *T. brucei* et nous n'avons rien à y ajouter ni à y modifier.

Certes, il existe plusieurs autres détails morphologiques qui sont plus ou moins spécifiques pour chacun des trois groupes et même pour telle ou telle autre espèce, ou variété, de chacun des groupes. Par exemple, le noyau est plus compact dans le groupe *congolense* que dans le groupe *vivax*. Granulations chromatophiles dans le cytoplasme du groupe *T. brucei*. Membrane ondulante plus plissée dans le groupe *T. brucei* que dans les groupes *T. congolense* et *T. vivax*. Largeur égale de *T. uniforme* et rétréissement anti-nucléaire de *T. cazalboui*, etc..., etc... Mais tous ces caractères ne sont pas constants et sont, par conséquent, peu spécifiques. Par contre, la position du blépharoplaste est bien spécifique pour chacun des trois groupes énumérés.

Mais, puisque nous trouvons un trypanosome « polymorphe » dans le groupe *congolense* et des variétés morphologiques même

dans le groupe *vivax*, alors existe-t-il un groupe de trypanosomes monomorphes ?

Certes, et même, comme précédemment, deux groupes de trypanosomes monomorphes : groupe *T. vivax* et groupe *T. congolense* ; mais se distinguant l'un de l'autre, non pas par la présence et l'absence d'un flagelle libre, mais par la position respective du blépharoplaste.

En ce qui concerne le groupe de *T. vivax*, il est à retenir ceci. Laveran et Mesnil ont décrit dans ce groupe deux trypanosomes distincts : *T. cazalboui* et *T. vivax*. Le second serait plus long que le premier et aurait l'extrémité postérieure amincie, avec le blépharoplaste sub-terminal, au lieu de l'extrémité postérieure arrondie avec le blépharoplaste tout à fait terminal de *T. cazalboui*.

Nous avons eu plusieurs fois l'occasion de voir (et de reproduire dans nos publications) le vrai *T. vivax* (de Ziemann), tel qu'il avait été décrit par Laveran et Mesnil, mais nous l'avons trouvé moins fréquemment que *T. cazalboui*. Wenyon a réuni les deux variétés en une seule espèce sous le nom de *T. vivax*. Mais alors, pourquoi en séparer *T. uniforme*, qui n'est en somme qu'un petit *T. vivax* (ou plutôt... *T. cazalboui*), à tous les points de vue : morphologique et même biologique : même évolution chez la glossine et pas transmissible aux petits animaux de laboratoire ? Quant à *T. capræ*, nous croyons hors de doute qu'il s'agit du vrai *T. cazalboui*, si fréquent chez les ovidés et se rencontrant également chez les capridés.

#### RÉSUMÉ

Nous dirons donc, en résumé, que les trypanosomes africains peuvent être divisés, d'après leur morphologie, en trois groupes.

1. Groupe *T. congolense* (monomorphe) : blépharoplaste latéral.
2. Groupe *T. vivax* (monomorphe) : blépharoplaste terminal (ou sub-terminal).
3. Groupe *T. brucei* (polymorphe) : position du blépharoplaste variable : sub-terminal ou latéral.

Ceci dit, nous pouvons indiquer les diverses espèces ou variétés de chacun de ces trois groupes.

1. **Groupe *T. brucei*.** — Type : *T. brucei*. Variétés biologiques : *T. pecaudi* (transmis par la *G. palpalis* au lieu de *G. morsitans*) et *T. rhodesiense* (transmissible à l'homme). Espèce biologique spéciale : *T. gambiense* : trypanosome de la maladie du sommeil.

Morphologiquement, tous ces trypanosomes se ressemblent et ne peuvent pratiquement être distingués les uns des autres. Dans tous, on trouve des individus avec flagelle libre et sans flagelle libre (minorité), avec un blépharoplaste sub-terminal ou latéral (minorité). De sorte que la détermination même du groupe ne peut être faite d'après un seul spécimen.

**2. Groupe *T. vivax*.** — Toujours blépharoplaste terminal et flagelle libre.

Type : *T. cazialboui* (*T. angolense*, *T. capræ*). Extrémité postérieure arrondie, blépharoplaste terminal et long flagelle libre.

Variétés : *T. uniforme* : plus petit que le précédent.

*T. vivax, sensu stricto* : plus long que *T. cazialboui* ; extrémité postérieure un peu effilée, très long flagelle libre.

**3. Groupe *T. congolense*.** — Blépharoplaste toujours latéral. Sans flagelle libre ou, quelquefois, avec flagelle libre.

Type : *T. congolense* : court, pas de flagelle libre. Synonymes : *T. pecorum*, *T. nanum*.

Variétés « *T. dimorphon* » (Laveran) : plus long et plus mince.

*T. montgomeryi* : très gros.

Espèce spéciale : *T. suis* : long, avec et sans flagelle libre.

Synonymes : *T. simiae* (*T. ignotum*), *T. rodhaini*, *T. porci*.

## BIBLIOGRAPHIE

HOARE et COUTELEN. — Essai de classification des trypanosomes des mammifères et de l'homme. *Ann. de Paras.*, XI, 1933, p. 196-200.

HOARE (C. A.). — *Trypanosoma simiae* and acute porcine Trypanosomiasis in Tropical Africa. *Trans. R. Soc. trop. Med. and Hyg.*, XXIX, 1935-1936, p. 619-645.

KNUTH et DU TOIT. — *Tropen-Krankheiten der Haustiere*, 1921.

LAVERAN et MESNIL. — *Trypanosomes et trypanosomiases*, 1912.

SCHWETZ (J.). — Notes sur les trypanosomiases de Stanleyville en 1928. *Bull. agric. du Congo belge*, 1929.

— Notes morphologiques sur les trypanosomoses animales de Stanleyville et du Congo oriental. *Ann. de Paras.*, IX, 1931, p. 392-422.

— Sur la trypanosomiase virulente du porc. *Bull. Soc. Pathol. exot.*, XXV, 1932, p. 906-911.

— Contribution à l'étude des trypanosomes des Suidés. *Bull. agric. du Congo belge*, 1934.

— Trypanosoma Ochmann, 1905, *T. porci* Schwetz 1936 ou *T. simiae* Bruce, 1912 ? *Bull. Soc. Pathol. exot.*, XXX, 1937, p. 501-511.

WENYON (C. M.). — *Protozoology*, 1926.

# RÉPERTOIRE DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX

## Cestodes

***Amœbotaenia oligorchis*** S. Yamaguti. *Dilepididæ*. Intestin grêle. *Gallus domesticus* (Ois.) Kyoto (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 205.

***Amœbotaenia nycticoracis*** S. Yamaguti. *Dilepididæ*. Intestin grêle. *Nycticorax nycticorax nycticorax* (Ois.). Kyoto (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 210.

***Hymenolepis nyrocae*** S. Yamaguti. *Hymenolepididæ*. Intestin grêle. *Nyroca (Fuligula) marila mariloides* (Vigors) et *Anas platyrhyncha platyrhyncha* (Ois.). Lac Biwa (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 211.

***Hymenolepis japonica*** S. Yamaguti. *Hymenolepididæ*. Intestin grêle. *Podiceps ruficollis japonicus* (Ois.). Lac Biwa (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 213.

***Hymenolepis charadrii*** S. Yamaguti. *Hymenolepididæ*. Intestin grêle. *Charadius alexandrinus dealbatus* (Swinhoe) (Ois.). Japon. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 215.

***Hymenolepis taiwanensis*** S. Yamaguti. *Hymenolepididæ*. Intestin grêle. *Ardea purpurea manillensis* (Ois.). Formose. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935 p. 216.

***Haploparaxis japonensis*** S. Yamaguti. *Hymenolepididæ*. Gros intestin et, cæca. *Anas platyrhyncha platyrhyncha*. (Ois.). Oita Prefecture et Siga Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 219.

***Haploparaxis scolopacis*** S. Yamaguti. *Hymenolepididæ*. Intestin grêle. *Scolopax rusticola* L. (Ois.). Mie Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 221.

***Haploparaxis clerci*** S. Yamaguti. *Hymenolepididæ*. Intestin grêle. *Scolopax rusticola* L. (Ois.). Siguoka Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zoology*, VI, 1935, p. 223.

***Diorchis nyrocae*** S. Yamaguti. *Hymenolepididæ*. Cæcum. *Nyroca (Fuligula) marila mariloides* (Ois.). Japon. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 224.

***Cladotaenia circi*** S. Yamaguti. *Tæniidæ*. Intestin grêle. *Circus aeruginosus aeruginosus* (L.) (Ois.). Formose. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 227.

***Paracladotaenia*** S. Yamaguti. *Tæniidæ*. Espèce type : *P. accipitrinis* S. Yamaguti. *Japanese Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 230.

***Paracladotaenia accipitrinis*** S. Yamaguti. *Tæniidæ*. Intestin grêle. *Accipiter virgatus gularis* (Temm. et Schl.) (Ois.). Formose. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 229.

***Anthobothrium exiguum*** S. Yamaguti. *Phyllobothriidae*. Nom. nov. pro *A. parvum* S. Yamaguti 1934, nec *A. parvum* M. Stossich 1895. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 232.

***Ophiotaenia japonensis*** S. Yamaguti. *Proteocephalidæ*. Tube digestif. *Elaphe quadrivirgata* et *Natrix tigrina* (Rept.). Japon. *Japanese Journ. of Zool.*, VI, 1935, p. 242.

***Diphyllobothrium serpentis*** S. Yamaguti. *Diphyllobothriidae*. Intestin grêle. *Naja naja alra.* (Cantor) (Rept.). Formose. *Japanese Journ. of Zool.*, VI, 1935, p. 244.

R. Ph. DOLLFUS.

***Bothrioscolex*** L. Szidat. *Caryophyllæidæ*. Espèce type : *B. japonensis* (Yamaguti 1934) (= *Caryophyllaenus japonensis* Yamaguti 1934). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1937, p. 777.

***Bothrioscolex prussicus*** L. Szidat. *Caryophyllæidæ*. Intestin. *Carassius carassius* (Poiss.). Prusse orientale, Rossitten. Kurische Nehrung. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1937, p. 779.

***Bothrioscolex carassius rossitensis*** L. Szidat. *Caryophyllæidæ*. Intestin. *Carassius carassius* (Poiss.). Prusse orientale, Rossitten, Kurische Nehrung. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1937, p. 780.

***Bothrioscolex dubius*** L. Szidat. *Caryophyllæidæ*. Intestin. *Carassius carassius* (Poiss.). Prusse orientale, Rossitten, Kurische Nehrung. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1937, p. 783.

***Raillietina (Paroniella) ngoci*** Joyeux et Baer. *Davaineidæ*. Intestin. *Ducula badia griseicapilla* Walden. Carpophage à manteau brun (Ois.). Cholon, Cochinchine. *Bull. Soc. pathol. exot.*, XXX, 1937, p. 872.

***Fosser*** Honess. *Tæniadæ*. Espèce type : *F. angertrudæ* Honess. *Ann. de paras.*, XV, 1937, p. 363.

***Fosser angertrudæ*** Honess. *Tæniadæ*. Intestin. *Taxidea taxus taxus* (Schreber) (Mamm.). Plateau Weatland, Laramie, Wyoming, U. S. A. *Ann. de paras.*, XV, 1937, p. 363.

***Raillietina centrocerci*** F. Simon. *Davaineidæ*. Intestin grêle. *Centrocercus urophasianus* (Bonaparte) (Ois.). Daniel, Wyoming et Sweetwater River, Fremont County, Wyoming, U. S. A. *Trans. Amer. microscop. Soc.*, LVI, 1937, p. 340.

***Platybothrium hypoprioni*** C. C. Potter. *Tetraphyllidæ*. *Hypoprion brevirostris* Poey (Poiss.). Dry Tortugas, Floride. *Proc. Helminthol. Soc. Washington*, IV, 1937, p. 70.

***Dendrouterina lintoni*** O. W. Olsen. *Dilepidiidæ*. Duodenum. *Butorides viridescens* (L.) (Ois.). Woods Holes, Massachusetts, U. S. A. *Proc. Helminthol. Soc. Washington*, IV, 1937, p. 72.

***Cysticercus multiformis*** K. Hölldobler. *Cyclophyllidæ*. Tissu cellulaire sous-cutané. Renard (Mamm.). Erling (Allemagne). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1937, p. 523.

M. LANGERON.

**Caryophyllaeus parvus** Zmejev. *Caryophyllaeidae*. Poisson. Fl. Amour, Sibérie. *Magasin de Parasitologie*, VI, 1936, p. 405.

**Tetracampus magnus** Zmejev. Poisson. Fleuve Amour, Sibérie. *Magasin de Parasitologie*, VI, 1936, p. 405.

**Choanotaenia tringae** Joyeux, Baer et Martin. *Dilepididæ*. Intestin. *Tringa* sp. (Ois.). Somalie. *Bull. Soc. path. exot.*, XXX, 1937, p. 418.

**Choanotaenia corvi** Joyeux, Baer et Martin. *Dilepididæ*. Intestin, *Corvus rhipidurus* (Ois.). Somalie. *Bull. Soc. path. exot.*, XXX, 1937, p. 420.

**Raillietina (Paroniella) tinguiana** Tubangui et Masilungan. *Davaineidæ*. Intestin. *Gallus gallus* (Ois.). Luçon, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 416.

**Raillietina (Paroniella) cirroflexa** Tubangui et Masilungan. *Davaineidæ*. Intestin. *Lichtensteinipicus funebris* (Ois.). Luçon, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 418.

**Raillietina (Paroniella) coronea** Tubangui et Masilungan. *Davaineidæ*. Intestin. *Corone philippina* (Ois.). Luçon, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 419.

**Raillietina (Paroniella) cultauna** Tubangui et Masilungan. *Davaineidæ*. Intestin. *Oriolus acrorhynchus* (Ois.). Leyte, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 421.

**Raillietina (Paroniella) bulbularum** Tubangui et Masilungan. *Davaineidæ*. Intestin. *Pycnonotus goaiavier* (Ois.). Luçon, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 423.

**Cotugnia ilocana** Tubangui et Masilungan. *Davaineidæ*. Intestin. *Streptopelia dussumieri* (Ois.). Luçon, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 424.

**Cotugnia rimandoi** Tubangui et Masilungan. *Davaineidæ*. Intestin. Pigeon domestique. Manille, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 425.

**Hymenolepis coronoidis** Tubangui et Masilungan. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Corone philippina* (Ois.). Leyte, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 427.

**Hymenolepis pycnonoti** Tubangui et Masilungan. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Pycnonotus goaiavier* (Ois.). Luçon, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 428.

**Diorchis visayana** Tubangui et Masilungan. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Gallinula chloropus* (Ois.). Leyte, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 431.

**Haploparaxis sanjuanensis** Tubangui et Masilungan. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Gallinago meala* (Ois.). Luçon, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, LXII, 1937, p. 432.

**Kowalewskiella buzzardia** Tubangui et Masilungan. *Dilepididæ*. Intestin. *Butastur indicus* (Ois.). Leyte, Iles Philippines. *Philippine Jl. Sc.*, CXII, 1937, p. 434.

## Nématodes

**Spinicauda bufonis** S. Yamaguti. Heterakidæ. Gros intestin. *Bufo melanostictus* Schneider (Batr.). Tainan (Formose). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 388.

**Rhabdias nipponica** S. Yamaguti. Rhabdiasidæ. Poumons. *Rana rugosa* et *R. nigromaculata* (Batr.). Kyoto (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 389.

**Ophidascaris natricis** S. Yamaguti. Ascariidæ. Intestin grêle. *Natrix tigrina* et *Elaphe quadrivirgata* (Rept.). Wakayama Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 393.

**Ascaridia jaluriae** S. Yamaguti. Heterakidæ. Cloaque. *Japalura swinhonis* Günther (Rept.). Formose. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 395.

**Spironoura japonensis** S. Yamaguti. Kathlaniidæ. Vésicule biliaire, intestin grêle et gros intestin. *Clemmys japonica* Temm. et Schleg. et *Geoclemmys reevesii* (Gray) (Rept.). Kyoto et Hyôgo Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 396.

**Kalicephalus laticaudae** S. Yamaguti. Diaphanocephalidæ. Intestin grêle. *Laticauda laticauda* (Rept.). Isigaki Zima (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 398.

**Kalicephalus natricis** S. Yamaguti. Diaphanocephalidæ. [Intestin ?]. *Natrix tigrina* et *Elaphe quadrivirgata* (Rept.). Japon. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 399.

**Contracaecum torquatum** S. Yamaguti. Ascariidæ. Estomac. *Larus canus major* Middendorff (Ois.). Mie Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 405.

**Contracaecum milvi** S. Yamaguti. Ascariidæ. Oesophage et estomac. *Milvus migrans formosanus* Kuroda (Ois.). Formose. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 406.

**Subulura taiwanensis** S. Yamaguti. Subuluridæ. Intestin grêle. *Excalfacatoria chinensis* (L.) (Ois.). Formose. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 411.

**Diplotriaena monticolæ** S. Yamaguti. Filariidæ. Cavité du corps. *Monticola solitarius magnus* (La Touche) (Ois.). Formose. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 413.

**Eufilaria lari** S. Yamaguti. Filariidæ. Paroi externe de l'œsophage. *Larus canus major* Middendorff (Ois.). Mie Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 415.

**Spirofilaria** S. Yamaguti. Filariidæ. Espèce type : *S. podicipitis* S. Yamaguti. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 217.

**Spirofilaria podicipitis** S. Yamaguti. Filariidæ. Tissu conjonctif inguinal. *Podiceps ruficollis japonicus* Hartert (Ois.). Lac Biwa (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 416.

**Cyrnea graphophastani** S. Yamaguti. Spiruridæ. Proventricule. *Graphocephalus sömmeringii scintillans* (Ois.). Hyôgo Prefecture et Kyûsyû (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 418.

**Cyrnea excisiformis** S. Yamaguti. Spiruridæ. Estomac. *Asio otus otus* (L.) (Ois.). Japon. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 420.

***Dispharynx emberizae*** S. Yamaguti. Acuariidæ. Œsophage et proventricule. *Emberiza spodocephala personata* (Temm.) (Ois.). Sizuoka Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 421.

***Cosmocephalus capellæ*** S. Yamaguti. Acuariidæ. Estomac. *Capella (C.) gallinago gallinago* (L.) (Ois.). Kyûsyû (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 425.

***Echinuria cincta*** S. Yamaguti. Ascariidæ. Proventricule. *Cinclus pallasi pallasi* (Temm.) (Ois.). Japon. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 426.

***Tetrameres scolopacis*** S. Yamaguti. Tetrameridæ. Proventricule. *Scolopax rusticola rusticola* (Ois.). Sizuoka Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 428.

***Capillaria vanelli*** S. Yamaguti. Trichuridæ. Œsophage. *Vanellus vanellus* (L.) (Ois.). Tottori Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 430.

***Enterobius maris*** S. Yamaguti. Oxyuridæ. Gros intestin. *Rattus norvegicus albus* (Mamm.). Kyoto (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 436.

***Strongylacantha rhinolophi*** S. Yamaguti. Ancylostomatidæ. Intestin grêle. *Rhinolophus cornutus cornutus* Temminck (Mamm.). Hyôgo Prefecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 444.

***Longistriata leporis*** S. Yamaguti. Trichostrongylidæ. Intestin grêle antérieur. *Lepus brachyurus brachyurus* Temm. (Mamm.). Kuki (Mie Prefecture, Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 452.

***Ascaridia razia*** S. A. Akhtar. Heterakiidæ. Intestin. *Columba livia domest.* (Ois.). Kabul (Afghanistan). *Proc. Indian Acad. of Sciences*, VI, 1937, p. 263.

***Subulura kabulanus*** S. A. Akhtar. Subuluridæ. Intestin. *Tetraogallus* sp. (Ois.). Kabul (Afghanistan). *Proc. Indian Acad. of Sciences*, VI, 1937, p. 265.

***Tachygonetria inflatocervix*** S. A. Akhtar. Oxyuridæ. Cæcum. *Testudo ibera* (Rept.). Kabul (Afghanistan). *Proc. Indian Acad. of Sciences*, VI, 1937, p. 268.

***Raphidascaris chirocentri*** S. Yamaguti. Ascariidæ. Intestin grêle. *Chirocentrus dorab* (Poiss.). Toyama Bay (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935 p. 340.

***Contracaecum histiophori*** S. Yamaguti. Ascariidæ. Intestin. *Histiophorus orientalis* (Poiss.). Toyama Bay (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 342.

***Contracaecum pagrosomi*** S. Yamaguti. Ascariidæ. Intestin grêle. *Pagrosomus unicolor* (Poiss.). Inland Sea (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 345.

***Contracaecum gracile*** S. Yamaguti. Ascariidæ. Estomac. *Muraenesox cinereus* (Poiss.). Inland Sea (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 346.

***Paranisakis lophii*** S. Yamaguti. Ascariidæ. Estomac et intestin. *Lophius litulon* (Poiss.). Côte Pacifique de la préfecture de Mie (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 349.

***Paranisakis muraenesocis*** S. Yamaguti. Ascariidæ. Estomac. *Muraenesox cinereus* (Poiss.). Inland Sea (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 351.

***Philometra parasituri*** S. Yamaguti. Philometridæ. Orbite. *Parasilurus asotus* (L.) (Poiss.). Cayité du corps. *Mogurnda obscura* (Temm. et Schleg.) (Poiss.). Lac Ogura (Japon). *Japanese Journ. of Zool.*, VI, 1935, p. 352.

**Philometra opsalichthydis** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Cavité du corps. *Opsalichthys uncirostris* (Temm. et Schleg.) et *Zacco platypus* (Temm. et Schleg.) (Poiss.). Lac Biwa (Japon). *Japanese Journ. of Zool.*, VI, 1935, p. 353.

**Philometroides** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Espèce type : *P. seriolae* (Ishii 1931) (= *Filaria seriola* Ishii). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 356.

**Ichthyofilaria** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Espèce type : *I. dasycottii* S. Yamaguti. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 357.

**Ichthyofilaria dasycottii** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Voisinage du cœur. *Dasycottus setiger* (Poiss.). Toyama Bay (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 357.

**Sanguinofilaria** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Espèce type : *S. lateolabracis* S. Yamaguti. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 359.

**Sanguinofilaria lateolabracis** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Ovaire ou oviducte. *Lateolabrax japonicus*, *Parapristipoma trilineatum*, *Epinephelus akaara*, etc. (Poiss.). Côte Pacifique de la Préfecture de Wakayama et Inland Sea (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 358.

**Sanguinofilaria scomberomori** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Ovaire. *Scomberomorus chinensis* (Poiss.). Côte Pacifique du Japon. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 360.

**Sanguinofilaria pinnicola** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Nageoires. *Epinephelus akaara* (Poiss.). Inland Sea (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 360.

**Clavinema** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Espèce type : *C. parasiluri* S. Yamaguti. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 362.

**Clavinema parasiluri** S. Yamaguti. *Philometridæ*. Sous la peau des régions operculaire et sous maxillaire. *Parasilurus asotus* (Poiss.). Lac Ogura (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 360.

**Anguillicola** S. Yamaguti. *Anguillicolidae* n. f. (*Filarioidea*). Espèce type : *A. globiceps* S. Yamaguti. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 367.

**Anguillicola globiceps** S. Yamaguti. *Anguillicolidae* n. f., Vessie natatoire. *Anguilla japonica* (Poiss.). Lac Hamana (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 362.

**Hedruris bryttosi** S. Yamaguti. *Hedruridæ*. Estomac et intestin. *Brytlosus kawamebari* (Temm. et Schleg.) (Poiss.). Rivière Asago (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 367.

**Heliconema anguillæ** S. Yamaguti. *Physalopteridæ*. Estomac. *Anguilla japonica* (Poiss.). Japon. *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 369.

**Rhabdochona zacconis** S. Yamaguti. *Thelaziidæ*. Intestin grèle. *Zacco platypus* (Temm. et Schleg.) et *Liobagrus reini* Hilgendorf (Poiss.). Nagano préfecture (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 371.

**Rhabdochona amago** S. Yamaguti. *Thelaziidæ*. Intestin grèle. Salmonide « amago » (Poiss.). Tazima Province (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 372.

**Rhabdochona girellae** S. Yamaguti. *Thelaziidæ*. Estomac. *Girella punctata* (Poiss.). Côte Pacifique des préfectures de Wakayama et Mié (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 372.

**Rhabdochona gymnocranii** S. Yamaguti. *Thelaziidæ*. Estomac. *Gymnocranus griseus* (Temm. et Schleg.) (Poiss.). Inland Sea (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 374.

**Spinitectus mogurndae** S. Yamaguti. *Rictulariidæ*. Estomac et intestin. *Mogurnda obscura* (Temm. et Schleg.) (Poiss.). Lac Ogura (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 376.

**Procamallanus sigani** S. Yamaguti. *Camallanidæ*. Intestin grêle. *Siganus fuscescens* (Houttuyn) (Poiss.). Inland Sea et côte Pacifique (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 378.

**Cucullanus robustus** S. Yamaguti. *Cucullanidæ*. Intestin. *Conger myriaster* (Poiss.). Inland Sea et Ise Bay (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 381.

**Cucullanus filiformis** S. Yamaguti. *Cucullanidæ*. Intestin. *Conger myriaster* (Poiss.). Inland Sea (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935 p. 382.

**Cucullanellus pleuronectidis**. S. Yamaguti. *Cucullanidæ*. Intestin. *Paralichthys olivaceus*, *Pleuronichthys cornutus*, *Pseudorhombus cinnamomeus* etc... (Poiss.). Toyama Bay, Inland Sea, Mutu Bay (Japon). *Japanese Journ. Zool.*, VI, 1935, p. 384.

**Cardiofilaria** J. Strom. *Filariidæ-Aproctinidæ*. Espèce type : *C. pavlovskyi* J. Strom. *Travaux du Conseil pour l'Etude des Forces productrices*, Série Turkmène, fasc. 9, 1937, p. 217.

**Cardiofilaria pavlovskyi** J. Strom. *Filariidæ-Aproctinidæ*. Cavité péricardique. *Oriolus oriolus kundoo* (Ois.). Repetek (Karakum, Turkmenistan). *Travaux du Conseil pour l'Etude des Forces productrices*, Série Turkmène, fasc. 9, 1937, p. 217.

**Haemostyngylus ratti** S. Yokogawa. *Metastyngylidæ*. Poumons. « Wild Rats » (Mamm.). Karenko Prefecture (Formose, côte est). *Transact. Natural History Society of Formosa*, XXVII, 1937, p. 247.

**Physaloptera mexicana** Ed. Caballero y C. *Physalopteridæ*. Intestin. *Buteo* sp. (Ois.). Mexico. *Revista de Med. y Paras.*, La Havane, III, 1937, p. 30.

**Rhabdias joaquinensis** L. G. Ingles. *Rhabdiasidæ*. Poumons. *Rana aurora* (Batr.). Southern Joaquin valley (Californie). *Transact. American Microscop. Soc.*, LV, 1936, p. 86.

**Oswaldoecruzia (Oswaldoecruzia) waltoni** L. G. Ingles. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Bufo boreas* et *Rana aurora* (Batr.). Butte, Kern et San Diego Counties (Californie). *Transact. American Microscop. Soc.*, LV, 1936, p. 88.

**Spironoura pretiosa** L. G. Ingles. *Kathlaniidæ*. Intestin. *Rana pretiosa* (Batr.). Plumas County (Californie). *Transact. American Microscop. Soc.*, LV, 1936, p. 89.

**Dirofilaria indica** G. K. Chakravarty. *Dirofilariidæ*. Cœur. *Canis familiaris* (Mamm.). Calcutta. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1936, p. 57.

**Prototilaria** J. H. Sandground. *Filariidæ*. Espèce type : *P. pertenue* (Rodhain 1919) (= *Filaria pertenue* Rodhain 1919). *Rev. Zool. Bot. Afr.*, XXVII, 1935, p. 252 (1).

(1) *Prototilaria* étant préemployé par Chandler 1929, le nom nouveau de *Pseudofilaria* a été proposé par J. H. Sandground en 1935. — R.-Ph. D.

**Pseudofilaria** J. H. Sandground. *Filariidae*. Nomen novum pro *Protosilaria* J. H. Sandground 1935, nec *Protosilaria* Chandler 1929. *Rev. Zool. Bot. Afr.*, XXVIII, 1936, p. 164.

**Diplogaster brevicauda** A. Kotlán. *Diplogasteridae*. Larves dans la cavité du corps, adultes à la surface. Larves de *Pyrausta nubilalis* Hb. (Lépidopt.). Peremarton (Hongrie). *International Corn Borer Investigations. Scientific Reports*. Chicago, 1928, p. 180.

**Heligmoskrjabinia** J. F. Teixeira de Freitas et Herman Lent. *Trichostrongylidae*. Espèce type : *H. skrjabini* J. F. T. de Freitas et H. Lent. Annaes Acad. Brésil. de Ciencias, IX, 1937, p. 44.

**Heligmoskrjabinia skrjabini** J. F. Teixeira de Freitas et Herman Lent. *Trichostrongylidae*. Intestin grêle. *Agouti pacá* (L.) (Mamm.). Estrella Velha (Etat de Rio de Janeiro, Brésil). Annaes Acad. Brésil. de Ciencias, IX, 1937, p. 45.

**Trichostrongylus nagatyi** J. F. T. de Freitas et H. Lent. *Trichostrongylidae*. Cœca et intest. grêle. *Rhynchotus rufescens* (Temm.) (Ois.). Avaré (Etat de Saint-Paul, Brésil). *Revista Medico-Cirurgica do Brasil*, XLIII, 1935, p. 180.

**Strongylurus bengalensis** G. K. Chakravorty. *Heterakidæ*. Rectum. *Calotes versicolor* Boulenger (Rept.). Calcutta. *Ztschr. f. Parasitenk.*, VIII, 1936, p. 542.

**Contracaecum collieri** A. C. Chandler. *Ascariidæ*. Cavité du corps. *Cyprinodon variegatus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, 141.

**Contracaecum robustum** A. C. Chandler. *Ascariidæ*. Reins. *Mugil cephalus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 142.

**Amphicaecum parvum** A. C. Chandler. *Ascariidæ*. Intestin. *Dorosoma cepedianum* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 143.

**Rhaphidascaris anchoviellae** A. C. Chandler. *Ascariidæ*. Intestin. *Anchoviella epsetus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 144.

**Porrocaecum trichiuri** A. C. Chandler. *Ascariidæ*. Larve dans mésentère. *Trichiurus lepturus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 145.

**Porrocaecum secundum** A. C. Chandler. *Ascariidæ*. Larve dans mésentère. *Trichiurus lepturus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 145.

**Gaezia minuta** A. C. Chandler. *Ascariidæ*. Estomac. *Bagre marina* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 146.

**Dichelyne fastigatus** A. C. Chandler. *Cucullanidæ*. Intestin. *Sciænops ocellatus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 146.

**Dichelyne diplocaecum** A. C. Chandler. *Cucullanidæ*. Intestin. *Ictalurus furcatus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 149.

**Agamoneema immanis** A. C. Chandler. Famille ?. Immature dans cavité péritonéale. *Fundulus heteroclitus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 149.

**Agamoneema vomitor** A. C. Chandler. Famille ?. Immature dans l'estomac. *Ictalurus furcatus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 150.

R.-Ph. DOLLFUS.

**Camallanus sweeti** Moorthy. *Camallanidae*. Intestin. *Ophiocephalus guacha* (Poiss.). Chitaldrug, Mysore (Inde). *Jrnl. Parasitol.*, XXIII, 1937, p. 305.

**Rusguniella kofoidi** O. L. Williams. *Acuariidae*. Gésier. *Nyroca affinis* (Ois.). Californie. *Jrnl. Parasitol.*, XXIII, 1937, p. 306.

**Capillaria montevidensis** Calzada. *Trichuridæ*. Cæcum. *Gallus gallus domesticus* (Ois.). Montevideo, Uruguay. *Ann. Fac. Veterin.*, Montevideo III, 1937, p. 74.

**Capillaria uruguayensis** Calzada. *Trichuridæ*. Gros intestin, cæcums. *Gallus gallus domesticus* (Ois.). Montevideo, Uruguay. *Ann. Fac. Veterin.*, Montevideo, III, 1937, p. 76.

**Capillaria viguerasi** Teixeira de Freitas et Lent. *Trichuridæ*. Estomac. *Olopterus waterhousi minor* (Ois.). Cuba. *Ann. Acad. Brasileira Sc.*, IX, 1937, p. 93.

**Capillaria perezi** Teixeira de Freitas et Lent. *Trichuridæ*. Œsophage. *Anhinga anhinga* (Ois.). Cuba. *Ann. Acad. Brasileira Sc.*, IX, 1937, p. 92.

**Capillaria cubana** Teixeira de Freitas et Lent. *Trichuridæ*. Estomac. *Arribatus jamaicensis parvipes* (Ois.). Cuba. *An. Ac. Brasileira Sc.*, IX, 1937, p. 94

**Longistriata ninoi** Vogelsang. *Trichostrongylidæ*. Intestin grêle. *Tolypeutes mataco* (Mamm.). Argentine. 9<sup>a</sup> Reunión Soc. Argentina Pat. Reg., Mendoza, 1937, II, p. 956.

J. CALLOT.

**Procamallanus stomei** Southwell et Kirshner. *Camallanidae*. Estomac. *Xenopus laevis* (Batr.). Afrique du Sud. *Ann. of trop. med. paras.*, XXXI, 1937, p. 257.

**Camallamus kaapstaadi** Southwell et Kirshner. *Camallanidae*. Estomac. *Xenopus laevis* (Batr.). Afrique du Sud. *Ann. of trop. med. paras.*, XXXI, 1937, p. 261.

**Vagrifilaria** Augustine. *Filariidæ*. Espèce type : *V columbigallinæ* Augustine. *Trans. Roy. Soc. trop. med. hyg.*, XXXI, 1937, p. 54.

**Vagrifilaria columbigallinæ** Augustine. *Filariidæ*. Adultes sous le péritoine, microfilaires dans le sang. *Columbigallina passerina nigrirostris* (Ois.). St. Croix, U. S., Virgin Islands. *Trans. Roy. Soc. trop. med. hyg.*, XXXI, 1937, p. 54.

**Setaria Ie'chungwingi** Chen. *Filariidæ*. Gros intestin. Buffle. Hong Kong. *Lingnan sc. Jl.*, XVI, 1937, p. 157.

**Cooperia laterouniformis** Chen. *Trichostrongylidæ*. Intestin grêle. Buffle. Hong-Kong. *Lingnan sc. Jl.*, XVI, 1937, p. 162.

**Physaloptera mirandai** Lent et Freitas. Spiruroidea. Estomac. *Metachirus nudicaudatus personatus* Mir.-Rib. (Mamm.). Angra dos Reis, Etat de Rio de Janeiro, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 221.

**Monodontus aguiari** Travassos. Strongyloidea. Intestin grêle. *Dasyprocta aguti* L. (Mamm.). Rio Cumina, Etat de Para, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 226.

**Monodontus nefastus** Travassos. Strongyloidea. Intestin grêle. *Tapirus americanus* Brisson (Mamm.). Port St Jean, Rio S. Lourenço, Matto Grosso, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 227.

**Gongylonema baylisi** Freitas et Lent. Spiruroidea. Œsophage. *Tayassus tajacu* L. (Mamm.). Angra dos Reis, Etat de Rio et Belem, Etat de Para, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 300.

**Gongylonemoides** Freitas et Lent. Spiruroidea. Espèce type : *G. marsupialis* (Vaz et Pereira 1934) (= *Gongylonema marsupialis* Vaz et Pereira 1934). *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 302.

**Capillaria magalhæsi** Lent et Freitas. Trichuridæ. Intestin. *Micropogon undulatus* L. (Poiss.). Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz* XXXII, 1937, p. 308.

**Habronema clarki** Foster et Chitwood. Spiruridæ. Muqueuse de l'estomac. *Hydrochoerus isthmius* Goldman (Mamm.). Darien, province Panama. *Proc. Helminthol. Soc. Washington*, IV, 1937, p. 64.

**Nematodirus neomexicanus** G. Dikmans. Trichostrongylidæ. Intestin grêle. *Lepus californicus texianus* et *Sylvilagus nuttallii pinelis* (Mamm.). Albuquerque, New Mexico et Howbert, Colorado. *Proc. Helminthol. Soc. Washington*, IV, 1937, p. 65.

**Vianella argentina** Freitas, Lent et Almeida. Trichostrongylidæ. Intestin grêle. *Galea leucoblephara* (Burm.) (Mamm.). Perico, Jujuy, Rep. Argentine. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 1.

**Longistriata argentina** Freitas, Lent et Almeida. Trichostrongylidæ. Intestin grêle. *Holochilus balnearum* (Mamm.). Salta, Rep. Argentine. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 198.

**Longistriata fortuita** Freitas, Lent et Almeida. Trichostrongylidæ. Intestin grêle. *Holochilus balnearium* (Mamm.). Salta, Rep. Argentine. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 200.

**Heligmonoides mazzai** Freitas, Lent et Almeida. Trichostrongylidæ. Intestin grêle. *Holochilus balnearium* (Mamm.). Salta, Rep. Argentine. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 201.

**Stilestrongylus stilesi** Freitas, Lent et Almeida. Trichostrongylidæ. Espèce type : *S. stilesi* Freitas, Lent et Almeida. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 202.

**Stilestrongylus stilesi** Freitas, Lent et Almeida. Trichostrongylidæ. Intestin grêle. *Holochilus balnearum* (Mamm.). Salta, Rep. Argentine. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 203.

**Aspiculuris schulzi** Freitas, Lent et Almeida. Oxyuridæ. Gros intestin *Caviellia australis* (Geoffr.) (Mamm.). Tinogasta, Catamarca, Rep. Argentine. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 204.

**Helminthoxys** Freitas, Lent et Almeida. Oxyuridæ. Espèce type : *H. candatus* Freitas, Lent et Almeida. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 205.

***Helminthoxys caudatus*** Freitas, Lent et Almeida. *Oxyuridae*. Gros intestin. *Caviella australis* (Geoffr.) (Mamm.). Tinogasta. Catamarca, Rep. Argentine. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 206.

***Travassostrongylus quatuor*** Freitas. *Trichostrongylidae*. Intestin grêle. *Metachirus nudicaudatus personatus* Mie.-Rib. (Mamm.). Angra dos Reis, Etat de Rio de Janeiro, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 217.

***Travassostrongylus quintus*** Freitas. *Trichostrongylidae*. Intestin grêle. *Metachirus nudicaudatus personatus* Mir.-Rib. (Mamm.). Angra dos Reis, Etat de Rio de Janeiro, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 218.

***Travassostrongylus sextus*** Freitas. *Trichostrongylidae*. Intestin grêle. *Metachirus nudicaudatus personatus* Mir.-Rib. (Mamm.). Angra dos Reis, Etat de Rio de Janeiro, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 219

***Paraoxyuronema*** P. de Toledo Artigas. *Oxyuronemidae*. n. fam. Espèce type : *P. brachyteles* P. de Toledo Artigas. *Mem. Inst. Butantan*, X, 1935-1936, p. 78,

***Paraoxyuronema brachyteles*** P. de Toledo Artigas. *Oxyuronemidae* n. fam. Gros intestin. *Brachyteles arachnoides* (Geoffr. 1806) (Mamm.). Rio Doce, Piedade, Etat de St. Paul, Brésil. *Mem. Inst. Butantan*, X, 1935-1936, p. 78.

***Capillaria sunci*** Chen. *Trichuridae*. Vessie. *Suncus cœruleus* (musaraigne) (Mamm.). Canton, Chine. *Lingnan sc. Jl.*, XVI, 1937, p. 149.

***Capillaria minuta*** Chen. *Trichuridae*. Estomac et intestin grêle. *Suncus cœruleus* (musaraigne) (Mamm.). Canton, Chine. *Lingnan sc. Jl.*, XVI, 1937, p. 151.

***Habronema manidis*** Vuylsteke. *Spiruridae*. Localisation non indiquée. *Monis gigantea* (Mamm.). Afrique. *Rev. zool. bot. afr.*, XXIX, 1936, p. 13.

***Multicæcum acuticauda*** Schuurmans Stekhoven. *Heterocheillidæ*. Estomac. *Caiman niger* (Rept.). Rivière Trombetas, près d'Obidos, Amazonie, Brésil. *Mem. Mus. roy. hist. nat. Belgique*, (2), I, fasc. 9, 1937, p. 28.

***Angusticaecum brasiliense*** Schuurmans Stekhoven. *Heterocheillidæ*. Estomac. *Caiman niger* (Rept.). Rivière Trombetas, près d'Obidos, Amazonie, Brésil. *Mem. Mus. roy. hist. nat. Belgique*, (2), I, fasc. 9, 1937, p. 33.

***Contracaecum crenulatum*** Schuurmans Stekhoven. *Heterocheillidæ*. Cavité générale. *Cancroma cochlearia* L. (Ois.). Rivière Trombetas, près d'Obidos, Amazonie, Brésil. *Mem. Mus. roy. hist. nat. Belgique*, (2), I, fasc. 9, 1937, p. 37.

***Oxyspirura (Oxyspirura) toroi*** Caballero. *Thelaziidæ*. Membrane nictitante. *Colinus graysoni* (Ois.). Mexique, Etat de Morelos. *Anales Inst. biología, Mexico*, VIII, 1937, p. 399.

***Stephanofilaria kaeli*** Buckley. *Filariidæ*. Lésion des jambes des bovidés. Péninsule malaise. *Jl. of helminthology*, XV, 1937, p. 236.

***Filaria carvalhoi*** Freitas et Lent. *Filariidæ*. Tissu sous-cutané. *Conepatus chilensis* (G. Geoff.) (Mamm.). Poção, municipio de Pesqueira, Etat de Pernambuco, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 424.

***Aspidodera a sisirupta*** Proença. *Heterakidæ*. Gros intestin. *Tatus novemcinctus* L. (Mamm.). Lassance. Etat de Minas Geraes, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 434.

**Aspidodera vazi** Proença. Heterakidæ. Gros intestin. *Tatus novemcinctus* L. (Mamm.). Fazenda Alegria. Nhecolandia. Etat de Matto Grosso, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 436.

**Allantonema muscae** Roy et Mukherjee. Rhabditidæ. Hémocèle. *Musca vicina* (Dipt.). Calcutta. *Ann. trop. med. and paras.*, XXXI, 1937, p. 449.

**Allantonema stricklandi** Roy et Mukherjee. Rhabditidæ. Cavité générale. *Musca vicina* (Dipt.). Calcutta. *Ann. trop. med. and paras.*, XXXI, 1937, p. 453.

M. LANGERON.

#### Acanthocéphales

**Neoechinorhynchus topseyi** Podder. Neoechinorhynchidæ. Intestin. *Polyneurus heptadactylus* (Poiss.). Calcutta, Inde. *Parasitology*, XXIX, 1937, p. 365.

**Acanthocephalus siensis** van Cleave. Echinorhynchidæ. Intestin. *Rana nigromaculata* et *Bufo formosus* (Batr.). Hunan, Chine. *Parasitology*, XXIX, 1937, p. 395.

**Acanthocephalus elongatus** van Cleave. Echinorhynchidæ. Intestin. *Bufo formosus* (Batr.). Hunan, Chine. *Parasitology*, XXIX, 1937, p. 397.

J. CALLOT.

**Neoechinorhynchus venustus** J. E. Lynch. Neoechinorhynchidæ. Intestin. *Catostomus macrocheilus* Girard (Poiss.). Lac Washington (Etat de Washington). *Transact. American Microscop. Soc.*, LV, 1936, p. 22.

**Neoechinorhynchus cristatus** J. E. Lynch. Neoechinorhynchidæ. Intestin. *Catostomus macrocheilus* Girard (Poiss.). Lac Washington (Etat de Washington). *Transact. American Microscop. Soc.*, LV, 1936, p. 32.

**Polymorphus paucihamatus** Kurt Heinze. Polymorphidæ. Intestin. *Larus glaucopterus* (Ois.). Provenance indéterminée. *Zoologischer Anzeiger*, CXV, 1936, p. 139.

**Atactorhynchus** A. C. Chandler. Neoechinorhynchidæ. Espèce type : *A. verecundus* A. C. Chandler. *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 151.

**Atactorhynchus verecundus** A. C. Chandler. Neoechinorhynchidæ. Intestin. *Cyprinodon variegatus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 151.

**Arhythmorhynchus duocinctus** A. C. Chandler. Centrorhynchidæ. Cavité du corps. *Paralichthys lethostigmus* (Poiss.). Galveston Bay (Texas, U. S. A.). *Proceed. U. S. Nat. Museum*, LXXXIII, n° 2977, 1935, p. 152.

**Echinorhynchus cotti** S. Yamaguti. Echinorhynchidæ. Intestin grêle. *Cottus pollux* Günther (Poiss.). Siga Prefecture (Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 249.

**Acanthocephalus minor** S. Yamaguti. Echinorhynchidæ. Intestin grêle. *Parasilurus asotus* (Poiss.). Toyama Prefecture (Japon). *Japan Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 253.

**Acanthocephalus opsalichthydis** S. Yamaguti. *Echinorhynchidae*. Intestin grêle. *Opsalichthys uncirostris*, *Zacco platypus*, *Hemibarbus barbus*, *Hymenophysa curta*, *Pseudorasbora parva*, *Cyprinus carpio*, *Parasilurus asolus* (Poiss.). Rivière Yodo, lac Ogura, lac Biwa (Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 255.

**Acanthocephaloïdes rhinoplagusiae** S. Yamaguti. *Echinorhynchidae*. Intestin. *Rhinoplagusia japonica* (Temm. et Schlegel) (Poiss.). Inland Sea et Toyama Bay (Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 256.

**Longicollum** S. Yamaguti. *Echinorhynchidae*. Espèce type : *L. pagrosomi* S. Yamaguti. *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 260.

**Longicollum pagrosomi** S. Yamaguti. *Echinorhynchidae*. Gros intestin. *Pagrosomus unicolor* (Quoy et Gaimard). Immature chez *Trachurus trachurus*, *Parapristipoma trilineatum*, *Gymnocranius griseus*, *Sparus longispinis*, *Hoplognathus fasciata*, *Sillago sihama*, *Halichoeres poecilopterus*, *Siganus fuscescens* (Poiss.). Inland Sea et Toyama Bay (Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 260.

**Tenuiproboscis** Satyu Yamaguti. *Echinorhynchidae*. Espèce type : *T. misgurni* S. Yamaguti. *Japan Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 262.

**Tenuiproboscis misgurni** S. Yamaguti. *Echinorhynchidae*. Estomac. *Misgurnus fossilis* (L.) (Poiss.). Japon. *Japan Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 262.

**Centrorhynchus elongatus** S. Yamaguti. *Centrorhynchidae*. Intestin grêle. *Olus bakkamœna semilorques* Temm. et Schl. et *Asio olus olus* (L.) (Ois.). Sizuoka Prefecture (Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 262.

**Polymorphus capellae** S. Yamaguti. *Polymorphidæ*. Intestin grêle et gros intestin. *Capella solitaria* (Hodgson) (Ois.). Nagano Prefecture (Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 267.

**Arhythmacanthus** S. Yamaguti. *Arhythmacanthidæ*. Espèce type : *A. fusiformis* S. Yamaguti. *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 273.

**Arhythmacanthus fusiformis** S. Yamaguti. *Arhythmacanthidæ*. Intestin grêle. *Sphaeroides* sp. (Poiss.). Préfectures de Wakayama et Mie (Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 272.

**Heterosentis plotosi** S. Yamaguti. *Arhythmacanthidæ*. Intestin grêle. *Plotosus anguillaris* Lacép. (Poiss.). Préfecture de Wakayama (côte du Pacifique, Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 274.

**Neoechinorhynchus zacconis** S. Yamaguti. *Neoechinorhynchidae*. Intestin. *Zacco platypus* (Temm. et Schlegel) (Poiss.). Lac Kobata près Kyoto (Japon). *Japan. Journ. of Zoology*, VI, 1935, p. 275.

R.-Ph. DOLLFUS.

**Diplosentis** Tubangui et Masiluñgan. *Diplosentidæ* n. fam. Espèce type : *D. amphacanthe* Tubangui et Masiluñgan. *Philippine Jl. of sc.*, LXII, 1937, p. 183.

**Diplosentis amphacanthe** Tubangui et Masiluñgan. *Diplosentidæ* n. fam. Intestin. *Amphacanthus oramin* Bloch et Schneider (Poiss.). Mucilagos Bay, Mindanao, Iles Philippines. *Philippine Jl. of sc.*, LXII, 1937, p. 184.

M. LANGERON.

## Hirudinées

**Oligobdella brasiliensis** Cordero. *Glossosiphonidæ. Hydraspis geoffroyana* (Scheig.) (Rept.). Jatoba, Itaparica, Pernambuco, bords du São Francisco (Brésil). Annaes Acad. brasil. sc., IX, 1937, p. 17.

**Semiscolex notatus** Cordero. *Hirudinidæ. Campina grande, Parahyba* (Brésil). Annaes Acad. brasil. sc., IX, 1937 p. 24.

M. L.

## Acariens

**Amblyomma quasi striatum** M. Tonelli Rondelli. *Ixodidæ. Probablement sur tapir (Mamm.). Haut Paraguay, Colonia Risso. Riv. di parasitologia*, I, 1937, p. 281.

**Amblyomma fainitum** M. Tonelli Rondelli. *Ixodidæ. Sur tapir (Mamm.). Guyane anglaise, Canister Falls et Curupucari. Riv. di parasitologia*, I, 1937, p. 293.

**Amblyomma tapiri** M. Tonelli Rondelli. *Ixodidæ. Sur tapir (Mamm.). Guyane anglaise, Curupucari. Riv. di parasitologia*, I, 1937, p. 295.

**Ixodes shinchikuensis** Sugimoto. *Ixodidæ. Chien (Mamm.). Formose. Trans. nat. hist. Soc. Formosa*, XXVII, 1937, p. 59.

**Ixodes muris** Bishop et Smith. *Ixodidæ. Massachusetts (U. S. A.). Proc. ent. Soc. Wash.*, XXXIX, 1937, p. 133.

**Anocentor** P. Schulze. *Ixodidæ. Espèce type : A. columbianus* P. Schulze. *Zool. Anz.*, CXX, 1937, p. 24.

**Anocentor columbianus** P. Schulze. *Ixodidæ. Colombie. Zool. Anz.*, CXX, 1937, p. 24.

M. L.

**Argas steini** P. Schulze. *Argasidæ. « Flughund », (Mamm.). Mœtisgebirge (Timor). Zeitschrift für Morphol. und Ökol. der Tiere*, XXX, 1935, p. 34.

**Argas hasei** P. Schulze. *Argasidæ. Myotus nigricans* (Mamm.). La Gueira (Vénézuéla). *Zeitschrift für Morphol. und Ökol. der Tiere*, XXX, 1935, p. 34.

**Ixodes praematurus** P. Schulze. *Ixodidæ. Zosterops, Timaliidé indéterm. et Geocircus (Ois.). Mœtisgebirge (Timor). Zeitschrift für Morphol. und Ökol. der Tiere*, XXX, 1935, p. 34.

**Sternalixodes** P. Schulze sub gen. d'*Ixodes*. *Ixodidæ. Espèce type : Ixodes cordifer* Neumann 1908. *Zeitschrift für Morphol. und Ökol. der Tiere*, XXX, 1935, p. 34.

**Ixodes (Sternalixodes) rossianus** P. Schulze. *Ixodidæ. Nom. nov. pro Ixodes holocyclus* Ross nec Neumann. *Zeitschrift für Morphol. und Ökol. der Tiere*, XXX, 1935, p. 36.

**Exopalpiger** P. Schulze sub gen. d'*Ixodes*. *Ixodidæ. Espèce type : I. (E.) priscicollaris* P. Schulze 1932. *Zeitschrift für Morphol. und Ökol. der Tiere*, XXX, 1935, p. 36.

**Endopalpiger** P. Schulze sub gen. d'*Ixodes*. *Ixodidæ. Espèce type : I. (E.) luxuriosus* P. Schulze. *Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere*, XXX, 1935, p. 37.

**Ixodes (Endopalpiger) luxuriosus** P. Schulze. Ixodidae. *Mallomys* (Mamm.). Weylandgebirge (Nouvelle-Guinée). *Zeitschrift für Morphol. und Ökol. der Tiere*, XXX, 1935, p. 37.

**Ixodes (Endopalpiger) steini** P. Schulze. Ixodidae. *Phasiogale* (Mamm.). Weylandgebirge (Nouvelle-Guinée). *Zeitschrift für Morphol. und Ökol. der Tiere*, XXX, 1935, p. 37.

**Lepidixodes** P. Schulze sub gen. d'*Ixodes*, pro *Eschatocephalus kopsteini* Oudemans 1925. *Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere*, XXX, 1935, p. 39.

R. Ph. DOLLFUS.

#### Aphaniptères

**Stivalius molestus** Jordan. *Rattus culmororum* (Mamm.). Australie, Queensland, Ingham. *Proc. Linn. soc. New South Wales*, LXI, 1936, p. 185.

**Chaetopsylla karobkovi** Tiflov et Kalpakova. Pulicidae. Renard (Mamm.). Sud-ouest du Kazakhstan (Russie). *Rev. microbiol.*, Saratov, XV, 1937, p. 413.

**Neopsylla meridiana** Tiflov et Kolpakova. Pulicidae. *Microtus* sp. (Mamm.). République Kirghize, Asie centrale. *Rev. microbiol.*, Saratov, XV, 1937, p. 413.

**Ctenopsylla sicistae** Tiflov et Kolpakova. Pulicidae. *Sicista nordmanni* (Mamm.). Sud-ouest du Kazakhstan (Russie). *Rev. microbiol.*, Saratov, XV, 1937, p. 413.

**Stenoponia sidimi** Mirikovskii. Pulicidae. *Mustela sibiricus coreanus* (Mamm.). Sibérie, région de l'Ussuri. *Rev. microbiol.*, Saratov, XV, 1937, p. 430.

**Xenopsylla syngenis** Jordan. Pulicidae. Nyasaland. *Novit. zool.*, XL, 1937, p. 297.

**Parapsyllus viscachae** J. Wagner. Stephanocircidae. *Viscacha* sp. Sud du Pérou, Tayapampa (4.000 m.) et Pima, environs de Querobamba (3.700 m.). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1937, p. 704.

**Tiarapsylla** J. Wagner. Stephanocircidae. Espèce type : *T. titschacki* J. Wagner. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1937, p. 707.

**Tiarapsylla titschacki** J. Wagner. Stephanocircidae. *Viscacha* sp. Sud du Pérou, Tayapampa (4.000 m.). *Ztschr. f. Parasitenkunde*, IX, 1937, p. 709.

M. LANGERON.

#### Anoploures

**Linognathus taeniotrichus** Werneck. Hæmatopinidae. *Canis brasiliensis* (Mamm.). Brésil, Etat de Ceara, São Bernardo das Russas. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 391.

**Linognathus hologaster** Werneck. Hæmatopinidae. *Gorgon laurinus* (Burch.) (Mamm.). Grootfontein, ouest de l'Afrique du Sud. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 397.

**Enderleinellus brasiliensis** Werneck. Hæmatopinidae. *Sciurus aestuans* L. (Mamm.). Abaeté, Etat de Para, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 399.

*Enderleinellus urosciuri* Werneck. *Hæmatopinidæ*. *Urosciurus igniventris* (Wagn.) (Mamm.). Acajutuba, Rio Negro, Amazonie, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937, p. 400.

M. L.

### Hémiptères

*Triatoma mazzae* M. E. Jörg. *Reduviidæ*. Vivienda « Chungara » 3.525 m., La Quiaca, province de Jujuy, Rep. Argentine. *Investig. sobre la enferm. de Chagas*, Buenos-Aires, n° 33, 1937, p. 33.

M. L.

### Diptères

*Aedes (Finlaya) littlechildi* F. H. Taylor. *Culicidæ*. Papua, Kokoda-Buna district, North Eastern division. *Australian zoologist*, VII, 1933, part V.

*Bironella (Brugella) hollandi* F. H. Taylor. *Culicidæ*. Nouvelle-Guinée, Kavieng, New Ireland. *Proc. Linn. Soc. New South Wales*, LIX, 1934, p. 229.

*Anopheles (Stethomyia) acanthotorynus* Komp. *Culicidæ*. Pérou. *Ann. ent. Soc. Amer.*, XXX, 1937, p. 358.

*Culex (Carrollia) soperi* Antunes et Lane. *Culicidæ*. Perus, São Paulo Brésil. *Rev. biol. e hyg. S. Paulo*, VIII, 1937, p. 21.

*Phlebotomus lloydii* Antunes. *Psychodidæ*. Perus, São Paulo, Brésil. *Rev. biol. e hyg. S. Paulo*, VIII, 1937, p. 24.

*Anopheles pullus* M. Yamada. *Culicidæ*. Chosen, Corée, *Keijo Jl. of med.*, VIII, 1937, p. 228.

*Culicoides insignipennis* Macfie. *Ceratopogonidæ*. Malaisie, Kuala Lumpur. *Ann. trop. med. and paras.*, XXXI, 1937, p. 469.

*Culicoides malayæ* Macfie. *Ceratopogonidæ*. Malaisie, Kuala Lumpur. *Ann. trop. med. and paras.*, XXXI, 1937, p. 471.

*Culicoides genuinus* Macfie. *Ceratopogonidæ*. Malaisie, Kuala Lumpur. *Ann. trop. med. and paras.*, XXXI, 1937, p. 472.

*Anopheles (Kerteszia) homunculus* Komp. *Culicidæ*. Colombie. *Ann. ent. soc. Amer.*, XXX, 1937, p. 492.

*Anopheles (Kerteszia) azoplus* Komp. *Culicidæ*. Colombie. *Ann. ent. soc. Amer.*, XXX, 1937, p. 492.

*Anopheles (Kerteszia) bambusicolus* Komp. *Culicidæ*. Colombie. *Ann. ent. soc. Amer.*, XXX, 1937, p. 492.

*Jenkinshelea rhodesiensis* Botha de Meillon. *Chironomidæ*. Hippo Pools, Hartley, S. Rhodesia, S. Africa. *Ann. south. Afr. Museum*, XXXII, 1937, p. 261.

*Culicoides flavivenula*, Lutz. *Chironomidæ*. Japuhyba, Angra dos Reis, Etat de Rio de Janeiro, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, 1937 p. 418.

*Culicoides lutzi* Costa Lima. *Chironomidæ*. Abaeté, Etat de Para, Brésil. *Mem. Inst. O. Cruz*, XXXII, p. 419.

M. L.

---

Le Gérant : F. AMIRALULT.